TOME I (N. S.) FASC. 3 1er JUIN 1936

REVUE DE MYCOLOGIE

ANNALES DE CRYPTOGAMIE EXOTIQUE, NOUVELLE SÉRIE

dirigée par

ROGER HEIM

JACQUES DUCHÉ G. MALENÇON

secrétariat technique

L. MÉRY

IMPÉR... 4 JUIN 1936

LABORATOIRE
DE CRYPTOGAMIE
DU MUSÉUM NATIONAL D'HISTOIRE NATURELLE
16, RUE BUFFON, PARIS (5e)

TOME I (N. S.) FASC. 3 1er JUIN 1936

SOMMAIRE

TRAVAUX ORIGINAUX

A. GUILLIERMOND. — *L'Eremothecium Ashbyii*, nouveau champignon parasite des capsules du Cotonnier (avec 2 planches hors-texte, 25 fig. dans le texte). 115

H. ROMAGNESI. — Sur quelques espèces rares ou nouvelles de *Rhodophyllus* (avec une planche en couleurs et 3 figures dans le texte)..... 157

Georges MALENÇON. — Une grave maladie des artichauts au Maroc (avec 3 planches hors-texte et une pl. dans le texte). 165

Errata du fasc. 2..... ... 175

BIBLIOGRAPHIE

Chronique bibliographique, par J. DUCHE. 176

Addendum, par R. H. 178

SUPPLÉMENT

Chronique anecdotique : les empoisonnements criminels par les champignons (à suivre), par Camille FAUVEL.... 1

Le traitement du mildiou de la Vigne, par J. S..... 6

Les champignons destructeurs des charpentes d'habitation. I. (avec photographies), par R. HEIM..... 8

Informations (avec photographies)..... 12

L'Eremothecium Ashbyii, nouveau champignon parasite des capsules du cotonnier

par A. GUILLIERMOND (Paris)

(Pl. VII et VIII)

■

I. — Origine

Le Champignon qui fait l'objet de cette étude est un parasite isolé des capsules du Cotonnier à Berber (Soudan), par le phytopathologiste anglais R. E. Massey et qui nous a été confié par le Dr S. P. Ashby. Nous l'avons décrit sommairement dans une note antérieure sous le nom d'*Eremothecium Ashbyii*.

II. — Culture et aspect de la végétation

Ce Champignon se cultive facilement sur les milieux solides (moût de bière, gélose de Sabouraud, mélange de bouillon de pomme de terre et de carotte gélosé, tranches de carotte et de pomme de terre) et donne une végétation d'aspect gélatineux et de coloration jaune souvent très accentuée. Il végète plus difficilement en milieux liquides : sur bouillon de carotte, il ne s'accroît que très lentement ; sur moût de bière liquide, il produit d'abord une végétation très lente au fond du tube qui tend peu à peu à envahir tout le liquide, mais sans jamais parvenir

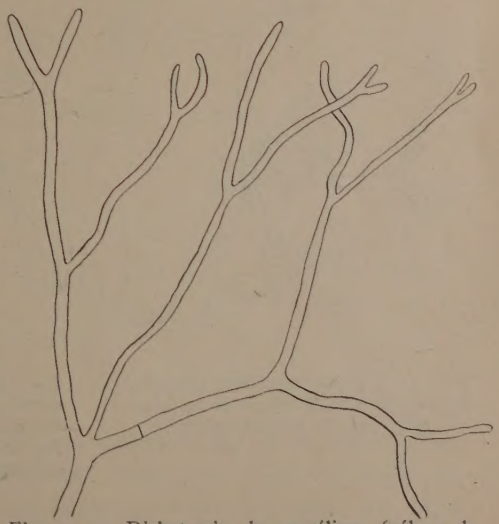


Fig. 1. — Dichotomie du mycélium (gélose de Gorodkowa, en chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier).

à la surface et y donner un voile. Le Champignon commence à liquéfier la gélatine au bout de 8 jours et la liquéfaction devient complète après une dizaine de jours.

III. — Caractères morphologiques du Champignon

Examiné au microscope, le Champignon présente dans tous les milieux où nous l'avons cultivé des caractères sensiblement analogues. Le mycélium, dont les filaments mesurent de 2 μ 77 à 5 μ 45 de large, croît par une dichotomie assez régulière et se montre d'abord dépourvu de cloisons transversales (figure 1), présentant l'aspect du mycélium d'un Siphomycète. Les filaments de ce mycélium peuvent dans certains milieux (mélange de bouillons de pomme de terre et de carotte,

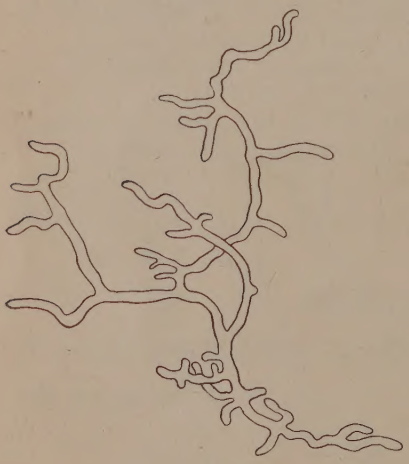


Fig. 2. — Jeune mycélium (chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier, jus de carotte gélosé).

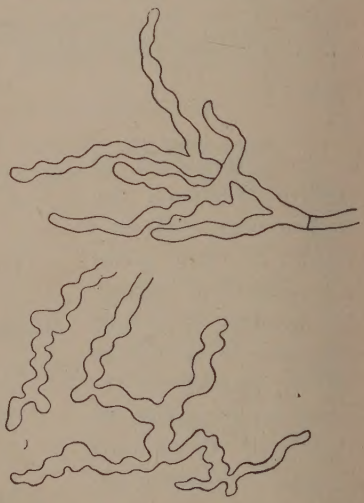


Fig. 3. — Fragments de mycélium développé sur gélose de Sabouraud en chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier, et dont les filaments présentent des contours sinueux et renflements.

gélose de Sabouraud glucosée), prendre des aspects particuliers que l'on observe aussi dans le *Spermophthora Gossypii* : un contour extrêmement onduleux avec même, parfois, production de renflements irréguliers, très gros (fig. 2 et 3).

Ce n'est que tardivement que l'on voit apparaître quelques cloisons

transversales : celles-ci se forment surtout à la base des rameaux, mais on voit surtout se produire de place en place des épaississements de la paroi latérale ; ceux-ci, en s'accroissant, finissent par former des sortes de bouchons d'une substance réfringente qui obstruent les filaments souvent sur une longueur assez considérable. Les cloisons transversales elle-mêmes sont capables de former des épaississements irréguliers de la même substance (fig. 4). Cette substance réfringente ne se colore ni par le rouge de ruthénium, ni par l'hématoxyline de Delafield, mais prend une teinte bleue caractéristique par le bleu coton, à condition que la solution du colorant renferme un peu d'acide acétique.

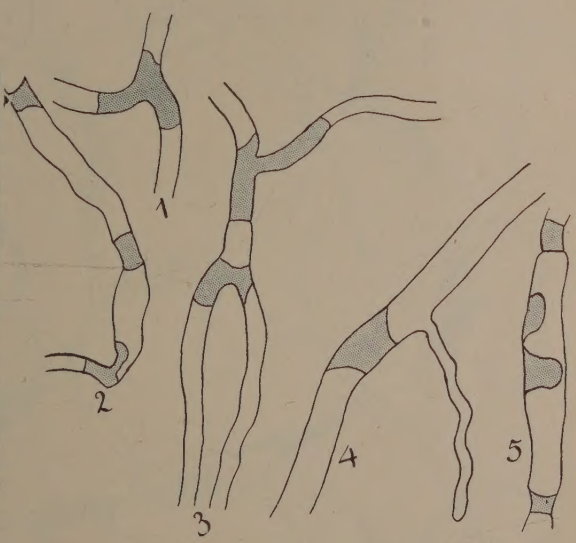


Fig. 4. — Fragments de filaments montrant des épaississements de callose de leur paroi latérale : ceux-ci en grossissant finissent par obstruer les filaments de place en place sur une longueur assez considérable en formant des bouchons de callose. Ces formations callosiques obtenues dans une culture sur moût de bière ont été colorées postvitalement par le bleu Coton qui leur donne une teinte bleu pâle.

On peut donc la considérer comme constituée par de la callose et les bouchons qui se forment ainsi sont assimilables à ceux signalés par Mangin dans le mycélium des Péronosporacées et à ceux que nous avons retrouvés dans le *Spermophtora Gossypii* et l'*Ashbya Gossypii*. Il semble, d'ailleurs, que la membrane de l'*Eremothecium* soit formée en grande partie par de la callose, car elle se colore toujours par le bleu coton additionné d'acide acétique.

Le Champignon se reproduit exclusivement au moyen de sacs spo-

Fig. 5. — Mycélium en voie de former des sporanges. Culture sur bouillon de carotte et de pomme de terre gélosé en chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier.

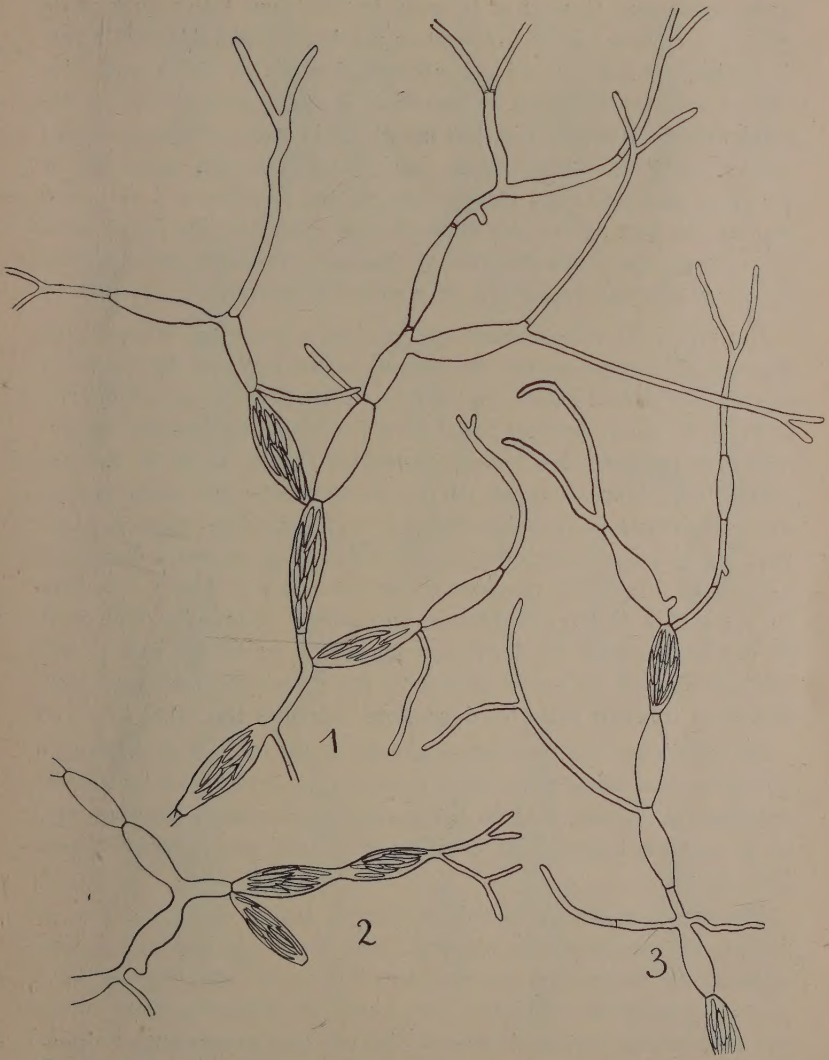


Fig. 6. — Formation des sporanges dans *Eremothecium Ashbyii* : diverses figures de mycélium avec formation des sporanges (en chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier sur moût gélosé).

rifères, qui ressemblent beaucoup à des asques, mais qui, comme on le verra, ne peuvent être considérés comme tels, et que nous appel-

lerons sporanges. Ceux-ci se forment de très bonne heure, au bout de 48 heures environ : ils apparaissent en nombre considérable sous forme de renflements plus ou moins fusiformes disposés en files à partir des régions les plus anciennes du mycélium jusqu'un peu au-dessous des extrémités des filaments (fig. 5 et fig. 6). De la sorte, presque toutes les parties anciennes du mycélium sont transformées en sporanges et seules les extrémités des filaments continuent à croître et à se dichotomiser (fig. 5 et fig. 6). Ces renflements se délimitent par des cloisons transversales qui se transforment en bouchons de callose, puis ils grossissent et donnent naissance à de nombreuses spores.

Il arrive assez fréquemment que plusieurs sporanges d'une même file ne se délimitent pas par des cloisons transversales ou des bouchons de callose et restent indivis (fig. 6, n° 2, et fig. 7, n°s 17 et 19). D'autre part, les sporanges peuvent naître au niveau d'une ramification du mycélium et présenter les formes bifurquées (fig. 5, n° 2, et fig. 10, n°s 6 et 22). Enfin, on trouve parfois des sporanges très courts de formes cylindriques ou arrondies (fig. 7, n° 11). Mais d'une manière générale, les sporanges sont allongés et en forme de fuseau à extrémité assez large. Leur taille moyenne oscille entre 87 μ 5 et 68 μ 2 de long sur 14 à 16 μ de large. Toutefois, on constate de grandes différences de dimensions entre les divers sporanges et il en est qui restent très petits, tandis que les autres deviennent très grands et tous les intermédiaires se trouvent entre les dimensions extrêmes (fig. 7).

La maturation des sporanges s'effectue d'une manière assez irrégulière dans une même file et si, en général, les renflements sporifères apparaissent d'abord dans les parties les plus anciennes des filaments, ce ne sont pas toujours les premiers développés qui forment d'abord leurs spores.

Les spores apparaissent d'abord dans la région axiale, un peu en dessous des extrémités du sporange, sous forme de minces filaments onduleux et enchevêtrés les uns dans les autres, entourés de nombreuses granulations lipidiques : peu à peu, ces filaments, d'abord confus, prennent un contour de plus en plus net, puis grossissent en absorbant le cytoplasme qui n'a pas été utilisé à leur formation. Lorsque le sporange est achevé, les spores occupent tout le volume de celui-ci : elles ont la forme de longs fuseaux courbes, disposés dans les sporanges sans ordre déterminé, chevauchant les uns dans les autres et dont il est extrêmement difficile de compter le nombre d'une manière précise.

Fig. 7. — Diverses formes de sporanges sur gélose de Gorodkowa et déhiscence de ces sporanges (figures 7, 8 et 14).

Ce n'est que rarement, dans des sporanges très allongés, que les spores apparaissent disposées par **groupes de 4, 5 ou 8.**

Le nombre des spores paraît varier de 4 à 32 (fig. 7); peut-être même existe-t-il des sporanges renfermant plus de 32 spores. On trouve enfin exceptionnellement des sporanges ne possédant qu'une seule ou deux spores, mais ce sont des sporanges mal développés dans lesquels la formation des spores s'est probablement arrêtée (fig. 7, nos 11, 13, 15 et 16).

La numération des spores est plus facile dans les préparations fixées et colorées dans lesquelles celles-ci se dessinent avec plus de netteté; c'est donc dans ces préparations que nous nous sommes surtout attachés à compter leur nombre. Le tableau I indique le nombre des spores que nous avons trouvées dans 479 sporanges.

Tableau I : Nombre des spores comptées dans 479 sporanges

Nombre des spores	Fréquence	Pourcentage
4	11	2,34 %
6	9	1,92 %
8	55	11,75 %
10	96	20,47 %
12	141	30,06 %
14	29	6,18 %
16	74	15,75 %
18	9	1,92 %
20	15	3,19 %
24	20	4,26 %
28	9	1,92 %
32	11	2,34 %
	479	

Il est à remarquer que les spores sont d'autant plus difficiles à compter qu'elles sont plus nombreuses et qu'au delà de 16, nous ne répondons plus de l'exactitude de notre numération qui n'est qu'approximative.

Ce tableau montre que les spores sont toujours en nombre pair, ce que confirme, d'ailleurs, l'étude cytologique des sporanges immédiatement avant la formation des spores dans lesquels les noyaux se trouvent aussi en nombre pair. Il indique, en outre, que les sporanges à 8, 10, 12, 14 et 16 spores sont les plus nombreux, le nombre 12 étant prédominant (30,06 %). Les sporanges à 4 et 6 spores, de même les sporanges à plus de 16 spores, 24, 28, 32, sont au contraire rares.

Les spores une fois achevées mesurent de 29 μ à 31 μ 8 de long sur 2 μ à 2 μ 77 de large; elles ont la forme de longs fuseaux très nettement arqués : l'une de leurs extrémités est arrondie ou taillée en bi-

seau, l'autre se termine par un long prolongement courbé qui se termine par une pointe aiguë.

Les sporanges arrivés à maturité ont une paroi colorable en mauve par l'hématoxyline de Delafield et paraissant en partie mucilagineuse : ils gélifient rapidement leur paroi et les spores sont mises en liberté (fig. 7, n^{os} 7, 8 et 14) : elles apparaissent d'abord agglomérées en petites masses, puis se dispersent dans le milieu. Bien qu'entourées d'une membrane assez épaisse elles sont très flexibles et lorsqu'un courant de la préparation les entraîne, on les voit tourner sur elles-mêmes et leur extrémité peut subir sous l'action du courant des flexions de droite à gauche, ou inversement.

Les sporanges sont, comme on l'a vu, le plus souvent disposés en files continues; cependant dans une file tous les renflements ne se transforment pas en sporanges : il en est un certain nombre qui avortent et ne produisent pas de spores. D'autre part, il peut arriver que certains articles intercalaires d'une chaîne de sporanges restent minces et ne manifestent aucune tendance à évoluer en sporanges (fig. 5 et fig. 6).

Ces sporanges avortés et les articles intercalaires stériles sont mis en liberté par la gélification des parois des sporanges formés dans le filament auxquels ils appartiennent. Aussi, dans les vieilles cultures, on ne trouve plus guère qu'un nombre considérable de spores, entremêlées à des sporanges avortés ou à de courts articles ou à des fragments de mycélium. Ces formations sont plus ou moins comparables aux arthrospores de l'*Endomyces Magnusii* et du *Geotrichum lactis* et aussi aux gemmes des Saprolégniacées (fig. 8) : ces renflements, lorsqu'on les transporte sur un milieu frais, germent en donnant sur tout leur pourtour des filaments qui se dichotomisent et reproduisent un nouveau mycélium (fig. 9); ils se composent donc comme des chlamydospores.

Parfois, après avoir donné des filaments, ils peuvent se transformer en sporanges (fig. 9, n° 8). Une fois, nous avons observé, en chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier, la transformation directe de l'un d'eux en sporange (fig. 10).

Dans les milieux liquides (moût de bière ou jus de carotte) le mycélium qui se développe lentement forme de nombreux sporanges, mais ceux-ci n'arrivent que rarement à complet développement et ne donnent généralement pas de spores (fig. 11).

Transportées sur milieu frais, les spores germent en reproduisant un nouveau mycélium. La germination de ces spores peut être suivie en chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier. En réalité, cette germination ne se fait pas très facilement. Si l'on ensemence sur gouttelettes pendantes, avec les spores, de nombreux renflements ou articles séparés, ce sont ceux-ci qui germent le plus vite. Les spores étouffées par le développement du mycélium issu des renflements séparés ne germent pas ou forment simplement des tubes germinatifs très courts qui arrêtent leur développement.

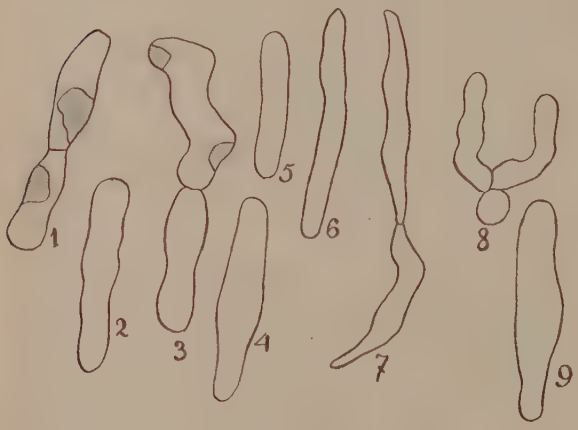


Fig. 8. — Fragments du mycélium désarticulé après déhiscence des sporanges dans une vieille culture sur gélose de Gorodkowa. Ces fragments constituent des sortes de chlamydospores capables de reproduire de nouveaux mycéliums ; beaucoup sont renflés et correspondent à des sporanges avortés ; dans les figures 1 et 3, ces articles ont formé des épaississements callosiques de leur membrane.

Pour suivre les diverses phases de leur germination, il est nécessaire de n'ensemencer, autant que possible, que des spores. Si l'ensemencement a été fait à la fin de la journée vers 19 heures, le lendemain matin les spores gonflées commencent à germer, et l'on peut suivre alors sous le microscope toutes les phases de leur germination (fig. 12, 13, 14 et 15).

La spore se gonfle dans sa partie médiane et aussi, à un moindre degré, dans son extrémité arrondie ou en biseau, tandis que son extrémité en pointe arquée conserve son volume ordinaire. Bientôt, la partie médiane la plus gonflée donne naissance à un ou plusieurs tubes germinatifs qui s'allongent et ne tardent pas à se dichotomiser et à reproduire un nouveau mycélium. Plus rarement, le tube germinatif se produit au niveau de l'extrémité arrondie de la spore.

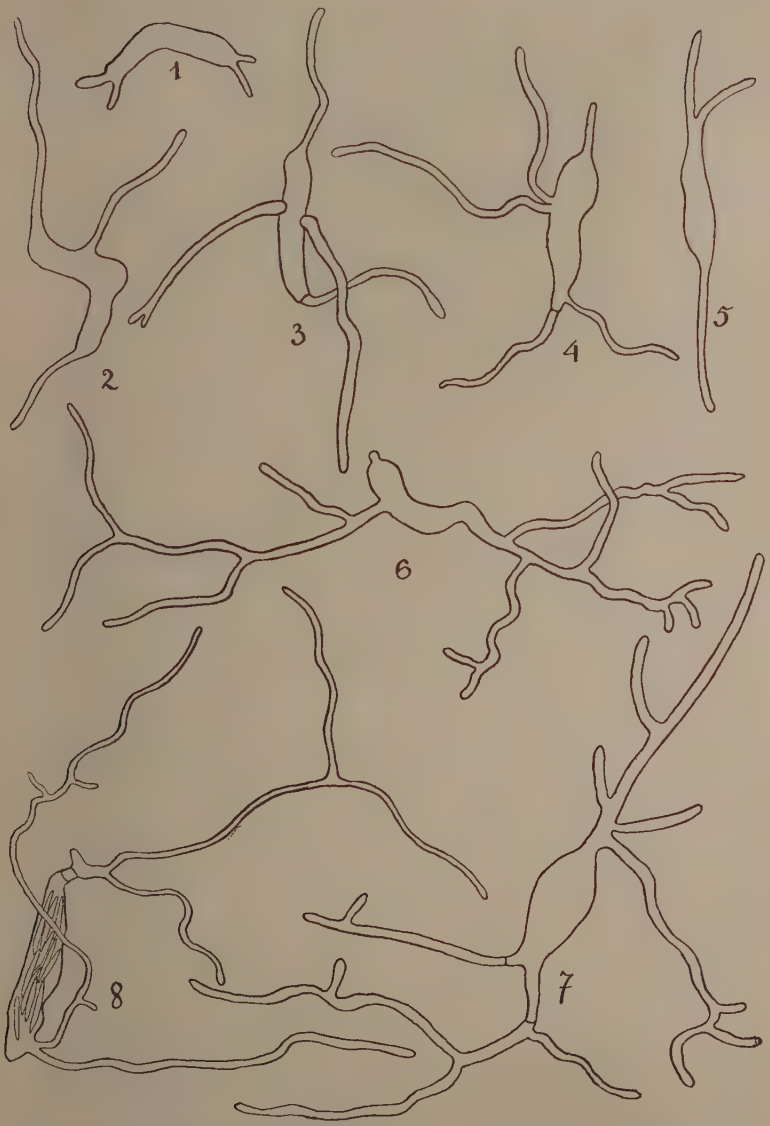


Fig. 9. — Sporanges avortés séparés du mycélium, ensemencés sur gélose de Sabouraud glucosée en chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier et en voie de germer en reproduisant de nouveaux mycéliums par formation sur leur pourtour de filaments qui se ramifient. Dans la fig. 8, le renflement, après avoir donné des rameaux, s'est transformé en sporange.

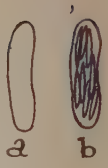


Fig. 10. — *a*. Sporange avorté placé sur gélose de Sabouraud en chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier ; *b*, le même au bout de 12 heures : au lieu de se développer en mycélium, ce sporange avorté a donné naissance à des spores.

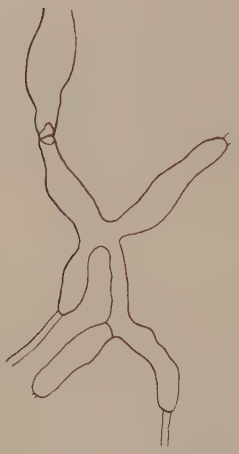


Fig. 11. — Sporanges avortés formés sur bouillon de carotte liquide, dans une culture d'un mois.

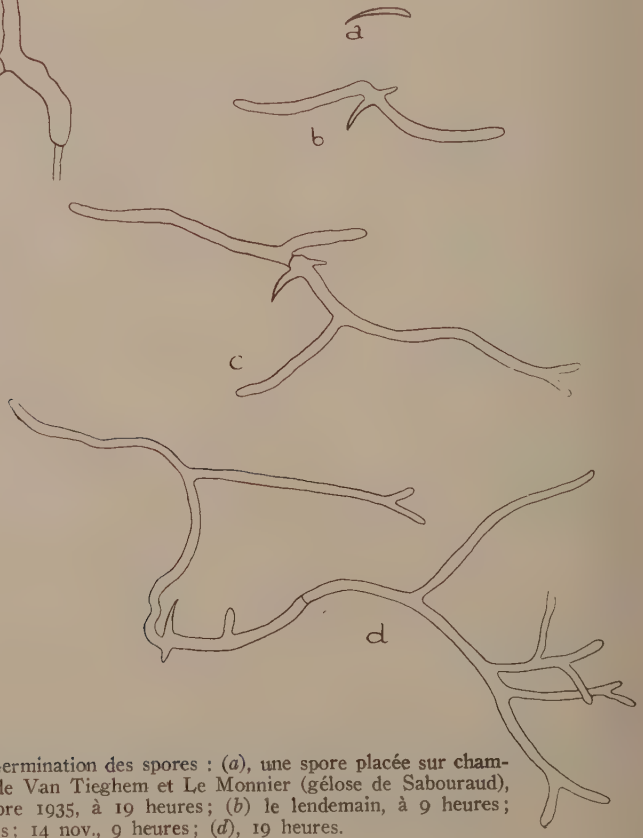


Fig. 12. — Germination des spores : (*a*), une spore placée sur chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier (gélose de Sabouraud), le 12 novembre 1935, à 19 heures ; (*b*) le lendemain, à 9 heures ; (*c*), 19 heures ; 14 nov., 9 heures ; (*d*), 19 heures.

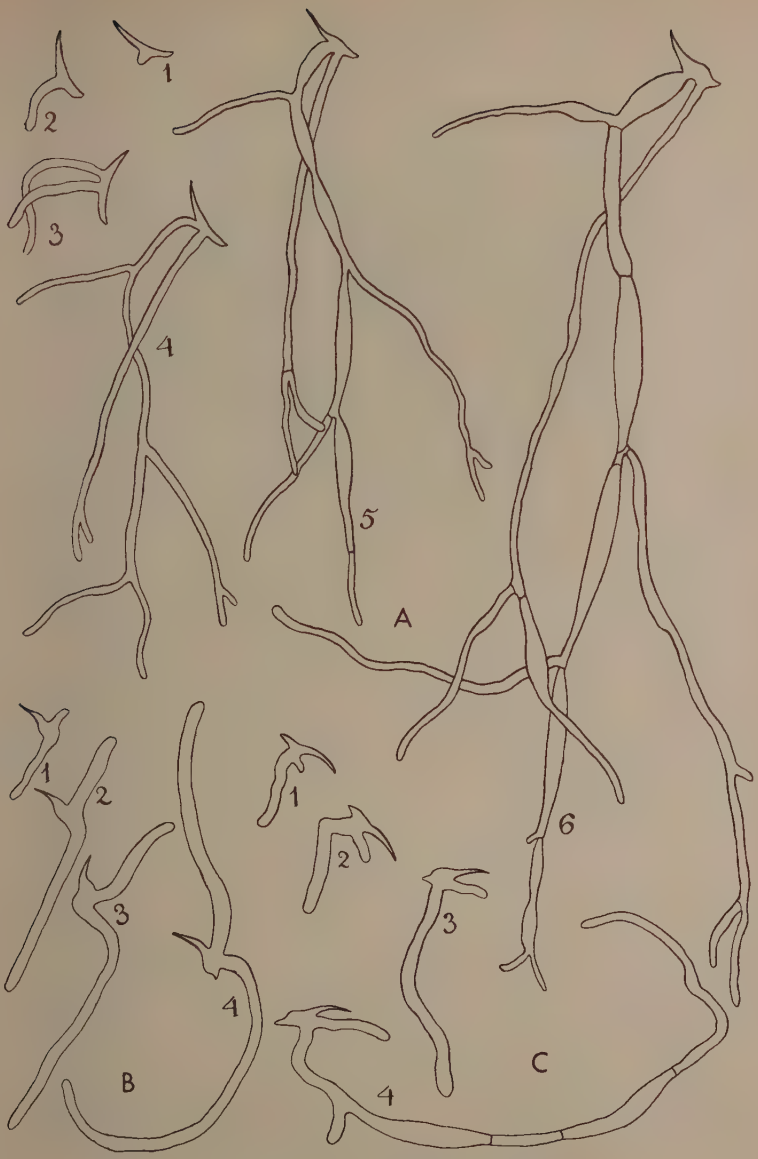


Fig. 13. — Germination des spores.

Fig. A. — 1, une spore placée sur gouttelette pendante de gélose de Sabouraud sur chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier, le 20 novembre 1935, 19 heures, et examinée le lendemain à 9 heures; 2, 10 heures; 3, 12 heures; 4, 15 heures; 5, 21 novembre, 9 heures; 6, 19 heures.

Fig. B. — 1, une spore placée dans les mêmes conditions le 16 mars 1935 et examinée le lendemain à midi; 2, 16 heures; 3, 19 heures; 4, 17 mars, 10 heures.

Fig. C. — 1, une spore placée sur gouttelette pendante de gélose de Sabouraud sur chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier, le 16 mars 1934, et observée le 14 à midi; 2, 16 heures; 3, 19 heures; 4, 17 mars, 10 heures.

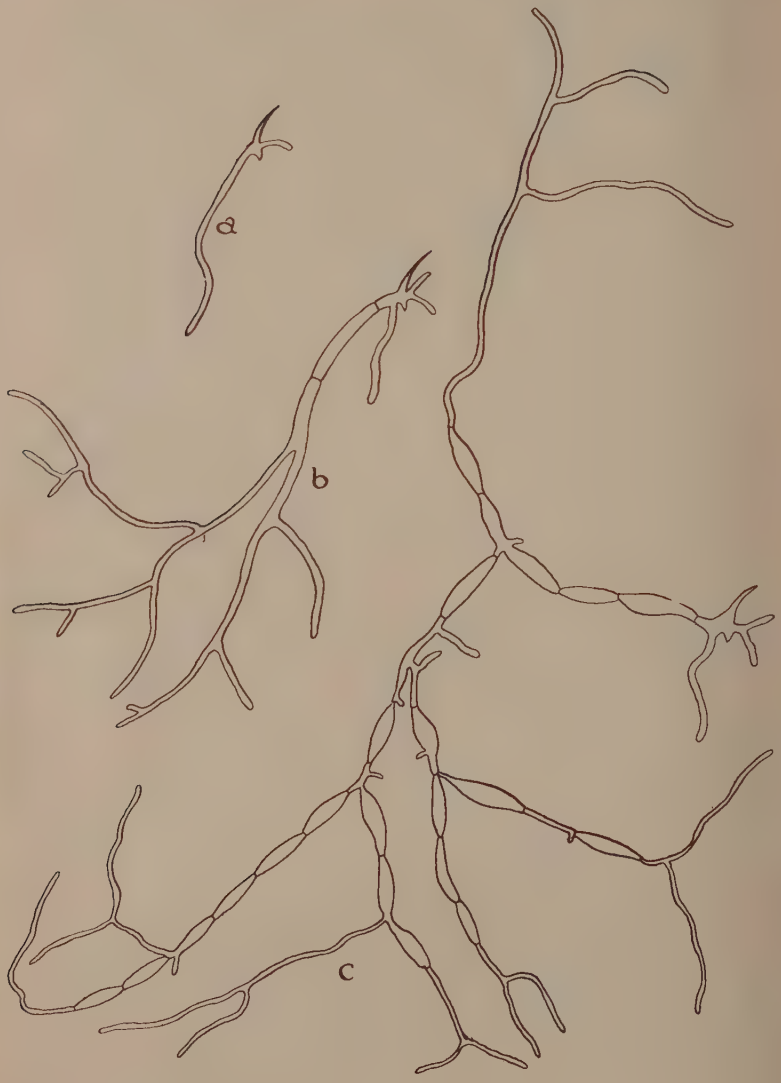


Fig. 14. — Germination des spores. — (*a*) Une spore placée sur gélose de Sabouraud en chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier, le 13 novembre 1935, à 19 heures, et observée le lendemain à 9 heures; (*b*), le 14 novembre, à 9 heures; (*c*), le 15 novembre, à 9 heures; les sporanges commencent à se former.

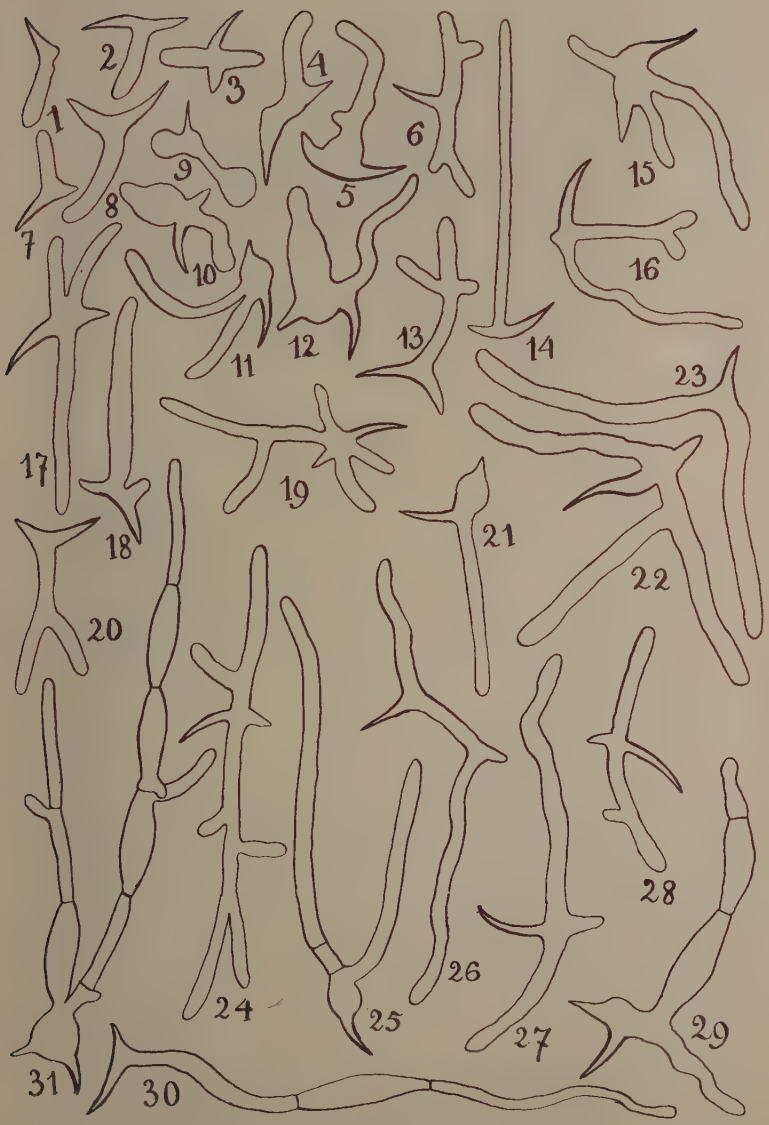


Fig. 15. — Diverses formes de germination des spores sur gélose de Sabouraud glucosée en chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier.

Les filaments formés par la germination de la spore restent ordinairement assez longtemps sans former de cloisons. Cependant, dans certains cas, quelques cloisons rares peuvent apparaître au niveau des rameaux ou même dans la région du filament située un peu au-dessus de la spore. Dès que le mycélium a acquis un certain développement, presque tous les filaments à partir de la spore se décomposent en renflements fusiformes qui se délimitent par des cloisons ou des bouchons de callose et se transforment en sporanges; seules les extrémités des rameaux ne subissent pas cette transformation; ils restent minces, avec peu ou pas de cloisons et continuent à s'accroître en se dichotomisant. Lorsque le mycélium issu de la germination, déjà très

Fig. 16. — Mycélium issu de la germination d'une spore, donnant naissance dans les filaments presque immédiatement au-dessus de la spore, à de nombreux sporanges (culture sur chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier, gélose de Sabouraud glucosée).

développé, commence à former des sporanges, la pointe aiguë et parfois même la pointe arrondie de la spore restent visibles (fig. 16). Les sporanges se forment plus rapidement en gouttelettes pendantes que dans les conditions ordinaires, par suite du manque d'aliment (fig. 13, 14 et fig. 15, n^{os} 29, 30 et 31). Certaines spores germant en retard donnent seulement de courts filaments qui arrêtent leur développement : quelques-unes forment simplement un gros renflement qui cesse de croître (fig. 15, n^{os} 9, 10 et 12). Enfin, beaucoup de spores demeurent sans germer.

IV. — Caractères cytologiques

Le mycélium observé sur le vivant montre de grosses vacuoles entourées de nombreuses granulations lipidiques osmioréductrices. Les noyaux et les chondriosomes ne sont pas visibles. Les colorations vitales au rouge neutre font apparaître dans ces vacuoles de nombreuses granulations fortement colorées et animées de mouvements browniens

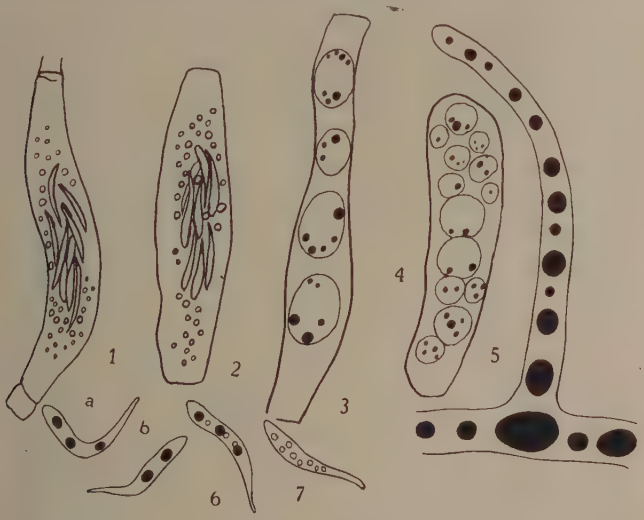


Fig. 17. — 1 et 2, sporanges au début de la formation des spores observés vitalement; on voit les spores encore petites rassemblées au milieu et entourées de granulations graisseuses; 3 et 4, sporanges en formation colorés vitalement par le rouge neutre : le colorant a déterminé la précipitation de la métachromatine dans les vacuoles sous forme de granulations fortement colorées; 5, extrémité du rameau coloré vitalement par le rouge neutre : les vacuoles sont uniformément colorées et apparaissent très petites à l'extrémité; 6, *a*, *b* et *c* : spores colorées vitalement par le rouge neutre : on y voit les vacuoles très petites et uniformément colorées; dans la fig. *c* on a dessiné, en outre, les granulations graisseuses; 7, spore observée sous coloration vitale et dans laquelle on a dessiné les globules graisseux.

qui se fusionnent les unes dans les autres et finissent pas s'accoler sur le bord de la vacuole formant des croissants qui, peu à peu, se dissolvent, tandis que les vacuoles se colorent uniformément (fig. 17, n° 5). Ces vacuoles, très petites aux extrémités des filaments, se gonflent rapidement et se fusionnent les unes aux autres pour constituer de

grosses vacuoles. Avec le bleu de crésyl et le bleu de Nil, les granulations des vacuoles apparaissent teintes en rouge violet; nous verrons plus loin que ces granulations présentent les caractères de la métachromatine.

Les granulations lipidiques apparaissent dans les filaments les plus jeunes et deviennent de plus en plus nombreuses et de plus en plus grosses à mesure que les filaments vieillissent. Elles sont presque toujours localisées autour des vacuoles.

Le cytoplasme renferme, en outre, une grande abondance de glycogène que l'on peut facilement mettre en évidence par le réactif iodo-ioduré : ce produit apparaît d'abord sous forme d'îlots ou de plages dans le cytoplasme, en particulier autour des vacuoles, mais il peut également diffuser dans les vacuoles.

Les renflements destinés à se transformer en sporanges présentent d'abord plusieurs grosses vacuoles de tailles différentes, disposées en files et entourées de nombreuses granulations lipidiques. Les vacuoles (fig. 17, 3 et 4) se montrent plus riches en métachromatine que dans les autres parties des filaments. Le glycogène est également plus abondant et très fréquemment diffusé dans les vacuoles qui, avec le réactif iodo-ioduré, prennent une teinte brun acajou diffuse ou montrent de gros globules présentant les caractères du glycogène.

Dans une phase ultérieure, les vacuoles deviennent plus petites et plus nombreuses, et le cytoplasme prend un aspect alvéolaire, puis on voit se différencier dans la région axiale, un peu au-dessous des extrémités des sporanges, un cytoplasme dense (cytoplasme sporogène), rempli de granulations graisseuses, tandis que le reste de la cellule (épiplasme) est occupé par un cytoplasme très riche en glycogène, rempli de petites vacuoles contenant de la métachromatine en grande abondance. C'est dans le cytoplasme sporogène que se dessinent bientôt les spores sous forme de minces filaments confus et enchevêtrés, entourés de granulations graisseuses. Les filaments grossissent peu à peu et deviennent des spores fusiformes (fig. 17, 1 et 2) : celles-ci finissent par occuper tout le sporange après avoir absorbé l'épiplasme.

Les spores renferment plusieurs globules lipidiques échelonnés sur leur longueur et de petites vacuoles également au nombre de plusieurs que le rouge neutre colore uniformément en rouge (fig. 17, n° 6). Au début de leur formation, elles peuvent contenir quelques petits îlots

Fig. 18. — *Eremothecium Ashbyii* (fixation au picroformol de Bouin, coloration à l'hématoxyline ferrique).

Fig. 1, 2 et 3 : extrémités de mycélium.

Fig. 4 à 15 : début de la formation des sporanges aux dépens d'articles possédant dès leur origine plusieurs noyaux, de 2 à 5; exceptionnellement certains sporanges peuvent se former aux dépens d'une cellule uninucléée (fig. 7).

de glycogène, mais, une fois mûres, elles sont totalement dépourvues de ce produit.

Après fixation par le mélange de Bouin et coloration par l'hématoxyline ferrique, les noyaux apparaissent sous forme de vésicules à paroi colorée et renferment un nucléoplasme incolore dans lequel se trouve un gros nucléole et un réseau chromatique plus ou moins distinct. Ces noyaux sont distribués à intervalles assez réguliers dans les filaments jeunes encore dépourvus de cloisons, puis lorsque les filaments se sont cloisonnés ou divisés en segments par des bouchons de callose, les articles ainsi délimités sont presque toujours plurinucléés : on en rencontre cependant ça et là qui ne possèdent qu'un seul noyau (fig. 18, n^{os} 1 à 3).

Les colorations à l'hématoxyline de Delafield, après fixation au liquide de Bouin, font apparaître dans les vacuoles des granulations teintes en rouge correspondant à celles que mettaient en évidence les colorations vitales et qui présentent tous les caractères des corpuscules métachromatiques (Pl. VII, fig. 19).

Les jeunes sporanges apparaissent sur le trajet des filaments comme de petits renflements à cytoplasme contenant de grosses vacuoles et délimités par des bouchons de callose qui ne prennent pas les colorants (fig. 18, 7 à 15); dans les préparations colorées à l'hématoxyline de Delafield, les vacuoles apparaissent remplies de corpuscules métachromatiques (Pl. VII, fig. 18). On trouve exceptionnellement de jeunes sporanges qui ne renferment qu'un seul noyau (fig. 18, n° 7), mais presque tous sont pourvus dès le début de plusieurs noyaux (fig. 18, n^{os} 4 à 15) : ceux-ci sont le plus souvent au nombre de 2 à 4, mais il peut en exister plus, de 5 à 9. L'examen d'un très grand nombre de sporanges encore très petits et venant de se délimiter montre que, bien que des sporanges uninucléés puissent exister, les jeunes sporanges renfermant plusieurs noyaux ne dérivent pas de sporanges primitivement uninucléés. Outre que les jeunes sporanges uninucléés sont très rares (on en compte environ 1,14 %), les jeunes sporanges renferment très fréquemment un nombre impair de noyaux : 3, 5, 7, 9, et les mitoses des sporanges se produisant toujours simultanément pour tous les noyaux d'un même sporange, comme nous le verrons plus loin, aboutissent à la formation de sporanges à 6, 12, 10, 20, 14, 18 spores, ce qui apporte la preuve incontestable que les sporanges renfermèrent à leur origine plusieurs noyaux.

Lorsque le sporange a acquis une certaine dimension, les noyaux

entrent en mitose, et ce phénomène porte toujours simultanément sur tous les noyaux. Cette mitose est très difficile à suivre dans le détail, étant donné la petitesse des noyaux, mais donne cependant des figures suffisamment nettes pour que l'on puisse affirmer qu'elle s'effectue selon les mêmes processus que ceux qui ont été décrits dans l'asque des Ascomycètes supérieurs. Elle se manifeste d'abord par des stades de prophase dans lesquels le réseau chromatique, très distinct dans les phases antérieures, se trouve remplacé par des grains de chromatine (pl. VII, fig. 4) petits, mais bien apparents. Viennent ensuite des stades de métaphase caractérisés par un léger allongement du noyau qui conserve sa paroi et au milieu duquel apparaît un fuseau achromatique, contenant, groupés à l'équateur, de petits chromosomes punctiformes (planche VII, figures 5 à 11). Ceux-ci sont trop petits pour qu'il soit possible de les compter; ils donnent cependant l'impression d'être au nombre de 8 environ. En même temps, le nucléole se rapetisse et semble se résorber. Il paraît exister un centrosome aux deux extrémités du fuseau achromatique. D'autres stades suivent dans lesquels les chromosomes devenus très petits et plus nombreux semblent occuper toute la longueur du fuseau (pl. VII, fig. 9). Les stades ultérieurs ne peuvent être suivis d'une manière précise; on trouve cependant quelques stades de télophase où la membrane nucléaire s'étant résorbée, les noyaux fils disposés par paires et réduits à de petites agglomérations de chromatine sont parfois reliés l'un à l'autre par un mince filament, reste du fuseau.

Lorsque ces mitoses ont pris fin, les noyaux sont répartis dans les nœuds de la trame cytoplasmique limitant les mailles des nombreuses vacuoles qui occupent tout le sporange. Leur nombre oscille entre 8 et 20 au plus (pl. VII, fig. 12). On voit ensuite se différencier dans l'axe du sporange, un peu au-dessous de ses deux pôles, un cytoplasme très chromophile (cytoplasme sporogène) au milieu duquel se placent les noyaux qui dès ce moment cessent d'être visibles; le reste peu chromophile et très vacuolaire constitue l'épiplasme (pl. VII, fig. 13 à 15). Le cytoplasme sporogène se découpe bientôt en filaments allongés, onduleux, enchevêtrés les uns dans les autres et doués d'une forte chromaticité, qui correspondent aux jeunes spores. Celles-ci s'épaississent, prennent un contour plus distinct et s'entourent d'une membrane. Elles prennent alors l'aspect de fuseaux allongés et courbes, renfermant un noyau placé au centre, et sont entourés de granulations sidérophiles qui paraissent correspondre à des corpuscules

métachromatiques, car les colorations à l'hématoxyline de Delafield et les colorations vitales révèlent la présence d'une accumulation de métachromatine autour des spores. Ces spores en grossissant et après avoir absorbé l'épiplasme arrivent à occuper tout le volume du sporange (pl. VII, fig. 20 et 21).

Nous avons essayé d'obtenir de meilleures figures des mitoses par l'emploi de fixations au liquide de Flemming, mais celles-ci n'ont pas donné des images sensiblement plus nettes que les fixations au liquide de Bouin.

Il est très difficile de déterminer quel est le nombre des mitoses que subissent les noyaux dans les sporanges et de savoir si ce nombre est régulier. Nous avons vu qu'exceptionnellement quelques sporanges peuvent ne posséder au début qu'un seul noyau, mais que presque tous en renferment plusieurs. Nous avons compté le nombre des noyaux dans de jeunes sporanges, et nous indiquons dans le tableau suivant les résultats de cette numération qui porte sur 615 sporanges :

Tableau II : Nombre des noyaux dans les sporanges

Nombre	Fréquence	Pourcentage
1	12	1,95 %
2	264	42,92 %
3	313	50,86 %
4	130	20,11 %
5	81	13,17 %
6	79	12,84 %
7	55	8,94 %
8	45	7,31 %
9	16	2,60 %
	615	

Les mitoses s'opérant, comme nous l'avons vu, toujours simultanément pour tous les noyaux d'un même sporange, il est donc certain que les sporanges à 3, 5, 7, et 9 noyaux correspondent à de jeunes sporanges n'ayant pas encore divisé leurs noyaux ; quant aux sporanges contenant 6 et 8 noyaux, il est probable que, parmi eux, il en est un certain nombre qui résultent de sporanges ne contenant primitivement que 3 ou 4 noyaux et qui ont déjà subi une mitose.

Etant donné que nous savons que les mitoses se produisent toujours simultanément dans les sporanges, il est possible, en comparant les proportions des noyaux contenus dans les jeunes sporanges et exprimées en % et les proportions en % des spores contenues dans les

sporanges, de nous faire une idée approximative du nombre des mitoses que doivent subir les noyaux des sporanges avant la formation des spores. On peut supposer, en effet, que chaque noyau ne subit qu'une seule mitose ou bien deux ou trois mitoses successives. Dans le tableau suivant (Tableau III), nous avons placé dans la première colonne les nombres en % des noyaux contenus dans les jeunes sporanges, d'après nos numérations indiquées dans le tableau II, et dans les autres colonnes les nombres de spores que l'on devrait obtenir en supposant que les noyaux subissent une seule mitose, deux mitoses ou trois mitoses et les nombrès en % des spores obtenues dans nos numérations indiquées dans le tableau I.

TABLEAU III

Pourcentage du nombre des noyaux dans les jeunes sporanges.		Nombre des spores que l'on devrait obtenir en supposant que chaque noyau subit une seule mitose et pourcentage du nombre de spores.		*Idem*, en supposant l'existence de 2 mitoses successives.		*Idem*, en supposant l'existence de 3 mitoses successives.	
1.....	1,95 %	2.....	0 %	4.....	2,34 %	8.....	11,75 %
2.....	42,92 %	4.....	2,34 %	8.....	1,92 %	16.....	15,75 %
3.....	50,86 %	6.....	1,92 %	12.....	30,06 %	24.....	4,26 %
4.....	20,11 %	8.....	11,75 %	16.....	15,75 %	32.....	2,34 %
5.....	13,17 %	10.....	30,06 %	20.....	3,19 %	40.....	0 %
6.....	12,84 %	12.....	30,06 %	24.....	4,26 %	48.....	0 %
7.....	8,94 %	14.....	6,18 %	28.....	1,92 %	56.....	0 %
8.....	7,31 %	16.....	15,75 %	32.....	2,34 %	64.....	0 %
9.....	2,60 %	18.....	1,92 %	36.....	0 %	72.....	0 %

Ce tableau montre qu'il est impossible d'admettre que les noyaux ne subissent qu'une seule mitose, du moins dans un grand nombre de cas. Il n'y a, en effet, aucune relation entre le nombre des noyaux des jeunes sporanges et le nombre des spores que l'on devrait obtenir si les noyaux ne se divisaient qu'une seule fois. C'est ainsi, par exemple, que nous trouvons 42,92 % des jeunes sporanges qui renferment 2 noyaux, alors que la proportion des sporanges à 4 spores n'est que de 2,34 %. De même, il y a 50,86 % des jeunes sporanges à 3 noyaux, et l'on ne constate que 1,92 % de sporanges renfermant 6 spores. D'ailleurs l'hypothèse d'une seule mitose ne permettrait pas d'expliquer l'existence cependant très fréquente de sporanges à 20, 24, 28 et 32 noyaux.

Les chiffres consignés dans le tableau III sont beaucoup plus favorables à l'hypothèse consistant à admettre que les noyaux subissent

deux mitoses successives. C'est ainsi qu'il semble exister une certaine relation entre la proportion des jeunes sporanges à 3 noyaux (50,86 %) et celle des sporanges à 12 spores (30,60 %); il en est de même entre la proportion des jeunes sporanges à 4 noyaux (20,11 %) et celle des sporanges à 16 spores (15,75 %), etc. Toutefois, il est impossible d'admettre l'existence régulière de deux mitoses successives dans tous les sporanges, étant donné que nous trouvons des sporanges renfermant 4, 12, 10, 14 et 18 spores.

Quant à l'hypothèse de 3 mitoses successives s'effectuant régulièrement, elle ne peut être admise, car elle exigerait l'existence de sporanges contenant 40, 48, 56, 64 spores, etc., qui n'a pu être constatée.

Le tableau III nous amène donc à conclure que le nombre des mitoses ne semble pas régulier et que, dans certains sporanges, les noyaux peuvent ne se diviser qu'une seule fois, tandis que dans les autres, ils paraissent subir deux mitoses et peut-être même trois.

Ainsi, comme on le voit, la formation des sporanges dans notre *Eremothecium* s'effectue dans l'ensemble par des processus cytologiques tout à fait analogues à ceux que l'on constate pour la formation des asques : toutefois, il existe entre l'asque des Ascomycètes et le sporange de l'*Eremothecium* une différence essentielle, c'est que le premier dérive d'une cellule uninucléée, alors que le second prend naissance presque toujours aux dépens d'un article pourvu de plusieurs noyaux. En outre, l'asque est toujours le siège d'au moins deux mitoses successives, au cours desquelles s'opère la réduction chromatique, alors que, dans le sporange de notre Champignon, le nombre des mitoses n'est pas régulier, les noyaux pouvant se diviser selon les cas une seule fois ou deux fois.

Les spores montrent un noyau placé au milieu et plusieurs petites vacuoles renfermant un seul corpuscule métachromatique (pl. VII, fig. 16 et 17). L'extrémité pointue est dépourvue de contenu et offre une ligne saillante de sa paroi suivant l'axe longitudinal de la pointe, mais très peu accentuée. La membrane présente, en outre, des épaississements latéraux : ceux-ci apparaissent très nettement après coloration par l'hématoxyline de Delafield qui leur donne une teinte mauve : ils se colorent aussi par l'hématoxyline ferrique, le rouge de ruthénium et par le rouge neutre. Ils paraissent donc constitués par une substance pectique (fig. 19).

Nous avons négligé dans cette étude les chondriosomes qui n'offraient qu'un intérêt secondaire dans le but que nous poursuivions et

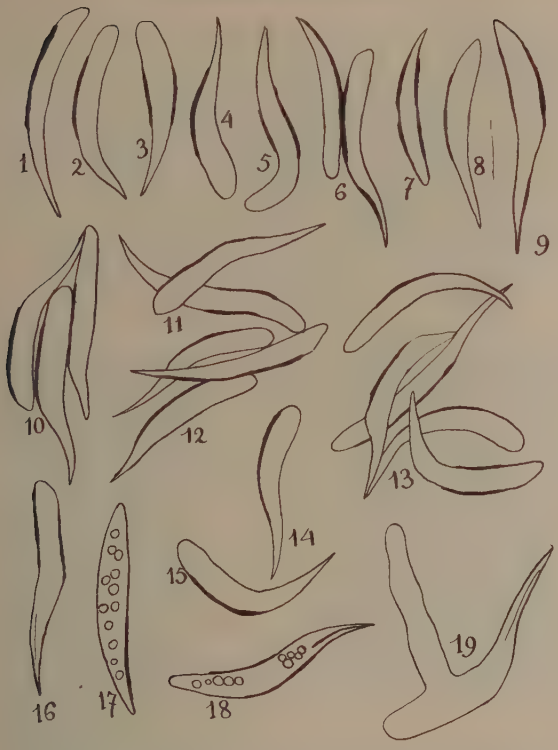


Fig. 19. — *Eremothecium Ashbyii*. Spores colorées post-vitalement par l'hématoxyline de Delafield et dessinées à un très fort grossissement : on aperçoit des épaississements latéraux de la paroi colorés en mauve et sans doute de nature mucilagineuse. Dans les fig. 17 et 18 on a dessiné les granulations graisseuses. En outre, dans les fig. 16 et 18, on aperçoit une ligne saillante dans l'axe de la pointe saillante de la spore. La fig. 19 représente une spore au début de sa germination, qui montre la même ligne saillante.

sur lesquels nous nous réservons de revenir. Nous nous bornerons pour le moment à dire que l'on peut obtenir ceux-ci après fixation par liquide de Meves : ils affectent en général la forme de chondriocontes.

V. — Le pigment jaune

Le Champignon offre un pigment jaune citron. Celui-ci n'apparaît que lorsque la croissance commence à se ralentir et que la tempéra-

ture se trouve au voisinage de 25°. Il se forme surtout en abondance sur géloses de Gorodkowa et de Sabouraud, où le mycélium apparaît avec une teinte jaune très prononcée. Il apparaît en grande abondance aussi sur jus de carotte. Dans les milieux gélosés, il diffuse dans le substratum auquel il confère une couleur jaune; en culture sur pomme de terre ou carotte, il diffuse dans l'eau contenue dans le renflement du tube de Roux.

A l'examen microscopique, le pigment n'apparaît que dans les filaments qui ont arrêté leur croissance et dans lesquels il n'y a pas ou

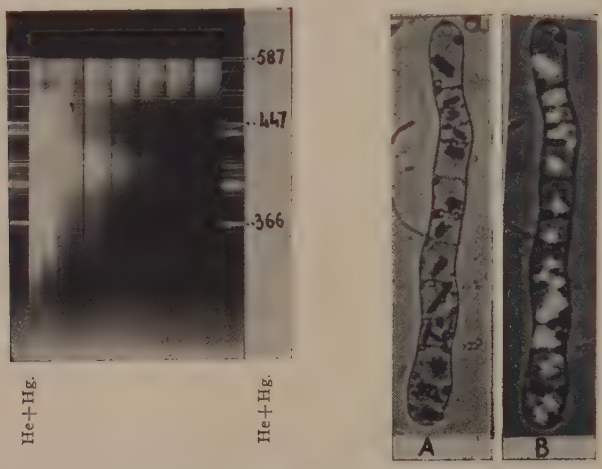


Fig. 20. — 1, spectrogramme d'absorption de la solution aqueuse du pigment jaune d'*E. Ashbyii*; 2, portions de filaments du Champignon montrant des cristaux du pigment dans les vacuoles (B en lumière polarisée).

presque pas de glycogène : il est surtout abondant dans les renflements détachés du mycélium qui n'ont pas abouti à former de spores ou dans les articles minces situés entre des files de sporanges. Il est exclusivement localisé dans les vacuoles, où il se trouve dissous dans le suc vacuolaire, mais très fréquemment il s'y cristallise sous forme de nombreuses aiguilles, parfois très longues et disposées sans ordre ou groupées en faisceaux ou entrecroisées ou disposées autour d'un axe. Ces aiguilles, généralement très minces, peuvent parfois être assez épaisses (planche VIII). Le pigment peut se cristalliser également, mais moins fréquemment, sous forme de sphérocristaux parfois très

gros, de 4 à 5 μ de diamètre. Ces cristaux observés entre nicols croisés offrent une très forte biréfringence, et le phénomène de la croix noire quand ils sont à l'état de sphérocristaux (figure 20, n° 2). A côté de ces cristaux de pigment, on rencontre parfois quelques cristaux incolores dans les vacuoles dépourvues de pigment et qui correspondent peut-être au leucodérivé du pigment.

Le pigment ne présente pas les réactions microchimiques des composés phénoliques : le perchlorure de fer, l'acide chromique, le bichromate de potassium, l'acide osmique ne donnent aucune réaction. Il n'est donc pas un dérivé de l'anthaquinone comme il en existe dans certains Champignons. Les vacuoles qui le renferment prennent avec le bleu de crésyl une teinte verte qui tranche avec la coloration violette que prennent les vacuoles qui en sont dépourvues : généralement elles ne renferment pas de corpuscules métachromatiques ou seulement très peu, et ceux-ci, quand ils existent, continuent à se colorer en violet-rouge. Ce virage au vert n'est pas l'indice d'une acidité du suc vacuolaire, car avec le rouge neutre on obtient le résultat inverse : les vacuoles qui contiennent le pigment se teintent en rouge-orangé, tandis que les vacuoles qui n'en ont pas prennent une teinte rouge cerise. La teinte verte que prennent les vacuoles à pigment par le bleu de crésyl et la teinte orangée qu'elles prennent par le rouge neutre résultent simplement d'une superposition du pigment et du colorant. Les alcalis (potasse, soude) et les acides (HCl et SO^4 H^2) font disparaître assez rapidement le pigment. Par le réactif iodo-ioduré, les filaments renfermant le pigment se colorent en jaune et tranchent avec les autres qui prennent une teinte brun acajou qui s'explique par le fait qu'ils ne contiennent pas de glycogène, puis bientôt les cristaux, quand ils existent, prennent une teinte verte très accentuée qui disparaît ensuite par dissolution de ceux-ci. Dans les vacuoles dans lesquelles le pigment est dissous dans le suc vacuolaire, le réactif iodo-ioduré précipite le pigment en vert et le plus souvent détermine la formation de nombreux sphérocristaux verts présentant en lumière polarisée, avec une grande netteté, le phénomène de la croix noire. Ces cristaux se dissolvent ensuite et la coloration verte disparaît. Le pigment est facilement soluble dans l'eau et l'alcool, et ses extraits ne présentent aucune des réactions des composés phénoliques.

Le pigment a été étudié avec la collaboration de M. Fontaine et de Mlle Raffy. Il présente une belle fluorescence verte sous l'influence des rayons ultra-violets : celle-ci se manifeste, soit dans la culture,

soit dans la solution aqueuse du pigment, soit sous le microscope dans le pigment à l'état de solution dans la vacuole. Cette fluorescence est analogue à celle que donnent les flavines découvertes dans la Levure de bière par Warburg, retrouvées ensuite par de nombreux auteurs dans les tissus animaux et végétaux les plus divers et assimilées par Kuhn, Szent-Györgyi et Wagner-Jauregg à la vitamine B^2. Comme les flavines, il est très soluble dans l'eau, un peu moins dans l'alcool, insoluble dans l'éther et le chloroforme et précipite partiellement par l'acétate de plomb. Sa fluorescence est conservée intégralement quand on ajoute à la solution du formol ou de l'iode.

Si l'on ajoute à la solution aqueuse du pigment contenu dans un tube à essais une trace d'hydrosulfite de soude, on constate la décoloration de la solution et la disparition de la fluorescence. En agitant le tube à l'air, la teinte jaune et la fluorescence réapparaissent. Ce phénomène caractéristique des flavines n'a cependant pas été observé nettement dans les filaments eux-mêmes sous le microscope.

Une solution alcaline du pigment de pH=8,8 présente une belle fluorescence verte. L'addition goutte à goutte, dans cette solution, de la liqueur normale de soude provoque la diminution, puis la disparition de la fluorescence verte qui fait place à une fluorescence bleue. L'addition goutte à goutte de la solution normale de HCl fait réapparaître la fluorescence verte. Une solution acide de pH=3 offre une fluorescence verte typique. Si l'on ajoute goutte à goutte de la solution normale de HCl, la fluorescence pâlit, puis disparaît, remplacée par une fluorescence bleue. L'addition de la liqueur normale de soude ramène la fluorescence verte. On sait que pour les flavines, la fluorescence est constatée entre pH=3 et pH=9; au-dessus et au-dessous de ces pH, la fluorescence diminue beaucoup, puis passe au bleu, et ces virages sont réversibles.

En irradiant par les rayons ultra-violets, pendant 1 h. 30 environ, une solution aqueuse alcaline de pigment, puis, en agitant la solution avec du chloroforme après acidification, le chloroforme se colore en jaune et présente une belle fluorescence verte. Après la même opération répétée avec une solution non irradiée, on constate que le chloroforme ne dissout pas le pigment. Rappelons que c'est là une propriété très spécifique des flavines : si l'on soumet à l'irradiation ultra-violette une solution alcaline de flavine, on peut, après acidification, extraire avec le chloroforme un pigment, la lumiflavine, tout à fait analogue par sa couleur et sa fluorescence à la flavine primitive, mais qui, en

milieu acide, est soluble dans le chloroforme, contrairement à la flavine. Enfin, comme les flavines, le pigment en solution acide minéral normale, peut être facilement adsorbé par la terre d'infusoires et extrait de cet adsorbant par le mélange pyridine-méthanol-eau, utilisé dans la purification des flavines.

Avec un spectrographe permettant d'étudier seulement le visible et le très proche ultra-violet (jusqu'à 3.600 A. environ), le pigment se comporte encore comme une flavine : on observe avec la solution aqueuse du pigment une bande dans le visible d'axe variant de λ 444 à 447 suivant les spectrogrammes et une autre bande dans l'ultra-violet débutant vers λ 390 (fig. 20, n° 1). Les flavines présentent, on le sait, une bande dans le visible d'axe d'environ 445, et une bande dans le proche ultra-violet d'axe λ 370, qui commence précisément vers λ 390.

Tous ces caractères permettent donc d'identifier le pigment du Champignon au groupe des flavines qui comprend les flavoprotéines et flavines types, et de le rapporter à ces dernières, étant donné qu'il est parfaitement dialysable en sac de collodion.

Nous avons d'ailleurs comparé le pigment du Champignon avec la lactoflavine extraite à l'état de pureté, dont le Professeur Karrer a eu l'obligeance de nous envoyer un échantillon. Nous avons pu constater que les caractères de ces deux pigments sont bien les mêmes. Toutefois, nous n'avons pu retrouver sur la lactoflavine la formation de cristaux verts, par l'iode, constatée dans les vacuoles du Champignon.

Etant donné que l'on sait que les flavines constituent un ferment typique d'oxydo-réduction qui se combine à l'hydrogène d'une manière réversible et que Warburg a nommé « le bleu de méthylène de la cellule », il est très probable que ce pigment joue un rôle important dans le métabolisme de ce Champignon comme accepteur d'hydrogène. En tout cas, il est très curieux de constater l'accumulation considérable de pigment dans le Champignon que nous venons d'étudier. Il n'a pas été signalé, jusqu'ici, à notre connaissance, de cas où il y ait une semblable production de flavines.

V. — Affinités du champignon.

Il est incontestable que le Champignon que nous avons décrit ici présente une très étroite relation avec l'*Ashbya Gossypii* (Ashby et Nowel), dont nous avons fait l'étude cytologique dans un travail antérieur.

Notre Champignon et l'*Ashbya Gossypii* présentent exactement le même cycle de développement. Ces deux Champignons ont un mycélium peu cloisonné; cependant, dans l'*Ashbya,* les cloisons sont plus nombreuses que dans l'*Eremothecium* décrit ici. Ce mycélium se ramifie dans l'*Eremothecium* par une dichotomie assez régulière, tandis que dans l'*Ashbya*, la dichotomie est très irrégulière et le mycélium se diverticulise surtout par des rameaux latéraux. Dans les deux Champignons, au bout de trois jours environ, les filaments du mycélium produisent, au-dessous des extrémités des filaments en voie de croissance, des renflements plurinucléés disposés en chaînes, qui se transforment en sporanges renfermant de 8 à 32 spores aciculaires (1) qui sont mises en liberté par gélification des parois du sporange (fig. 21). Ces spores germent de la même manière dans les deux Champignons (fig. 22).

Dans ces deux Champignons, les articles du mycélium qui ne sont pas transformés en sporanges et les renflements sporogènes n'ayant pas évolué en sporanges, se séparent après la formation des sporanges et constituent des sortes de chlamydospores susceptibles de reproduire de nouveaux mycélium quand on les place dans des conditions favorables.

Enfin, ces deux Champignons forment un pigment jaune. Dans l'*Ashbya Gossypii,* ce pigment, moins abondant, avait passé inaperçu à Ashby et Nowell et à nous-mêmes. C'est Mme Stelling-Dekker qui a montré, pour la première fois, que dans les vieilles cultures sur moût de bière, l'*Ashbya Gossypii* prend une coloration jaune. Nous avons pu récemment confirmer l'existence de cette coloration qui se produit aussi sur gélose de Sabouraud glucosée et sur tranches de carotte à 25°. Ce pigment, par contre, ne se forme jamais sur gélose de Gorodkowa, contrairement à ce qui se passe pour l'*Eremothecium Ashbyii.* Mais ce pigment apparaît en bien moindre quantité que dans notre *Eremo-*

(1) Il est à remarquer que, dans l'*A. Gossypii,* les nombres de spores les plus fréquents sont aussi 12 et 16. Voici d'ailleurs le résultat de la numération de ces spores effectuée par Ashby et Nowel :

Nombre de spores	Fréquence
8	3
12	8
16	2
20	2
24	1
32	1

thecium et seulement dans les vieilles cultures. Sa production est d'ailleurs très irrégulière et dépend des conditions que nous n'avons pu préciser. L'examen microscopique du mycélium nous a montré que le pigment jaune de l'*Ashbya Gossypii* existe, comme dans l'*Ere-*

Fig. 21. — *Ashbya Gossypii*. Sporanges disposés en file : quelques-uns sont placés dans une ramification du filament et sont bifurqués. (Sur gélose de Sabouraud, en culture sur chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier.)

mothecium Ashbyii, à l'état de solution dans les vacuoles où il peut cristalliser sous les mêmes formes de cristaux en aiguilles isolées ou groupées ou de sphérocristaux. Nous avons étudié ce pigment en collaboration avec M. Fontaine et Mlle Raffy, et nos recherches nous

ont permis de l'identifier à une flavine semblable à celle de l'*Eremothecium Ashbyii.*

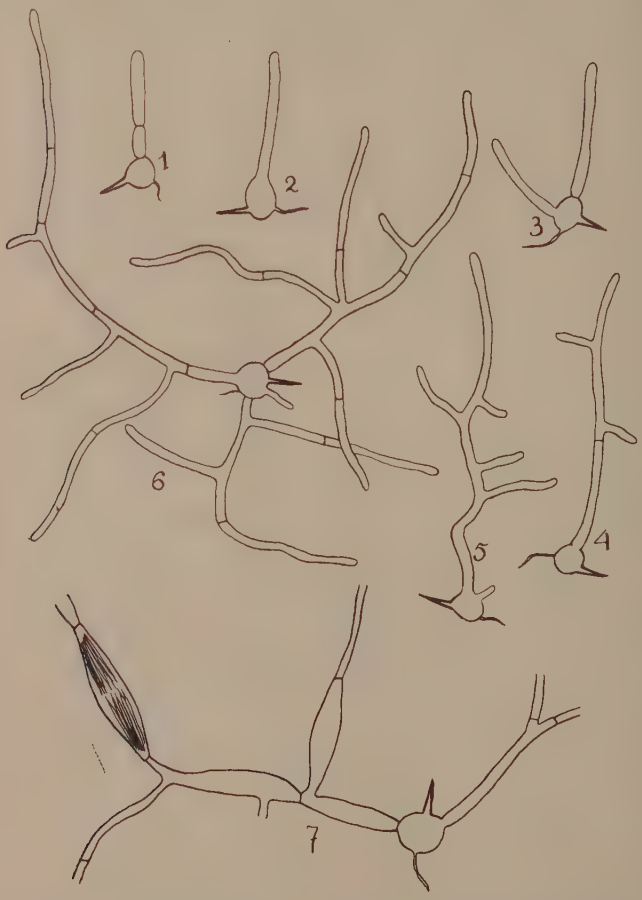


Fig. 22. — *Ashbya Gossypii;* 1 à 6, divers stades de la germination des spores observés sur gélose de Sabouraud glucosée en chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier; 7, début de la formation des sporanges dans un mycélium dérivé de la germination d'une spore : on voit que les sporanges peuvent se former aux dépens des régions des filaments situés à côté de la spore.

L'*Eremothecium Ashbyii* se distingue surtout de l'*Ashbya Gossypii* par la forme et la disposition de ses spores. Les spores d'*A. Gossypii* sont rectilignes, minces, aciculaires, avec une moitié occupée par une

pointe allongée rectiligne, vide de contenu, et une autre moitié renflée, dans laquelle se trouvent le cytoplasme et le noyau, et qui se termine par un long appendice filiforme (fig. 23). Elles sont régulièrement disposées en faisceaux dans le sporange, en deux ou plusieurs groupes de quatre, placés les uns à la suite des autres. Au contraire, les spores

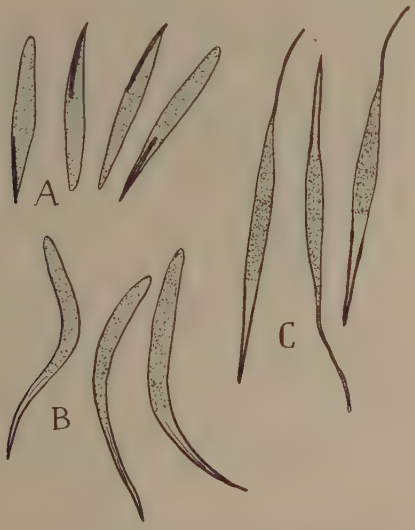


Fig. 23. — A. Spores de *Spermophtora Gossypii*. — B. Spores d'*Eremothecium Ashbyii*. — C. spores d'*Ashbya Gossypii*.

du Champignon que nous venons de décrire affectent, comme nous l'avons dit, la forme de fuseaux moins longs et plus larges : elles ont une extrémité se terminant en pointe aiguë fortement arquée, vide de contenu, et une autre extrémité arrondie ou taillée en biseau. Elles ont, en outre, dans leur extrémité pointue une saillie très légère de leur membrane disposée en ligne droite, difficile à apercevoir, et possèdent dans leur région moyenne des épaississements latéraux de leur paroi. Celle-ci se colore par le rouge de ruthénium, l'hematoxyline de Delafield, l'hématoxyline ferrique et le rouge neutre, surtout dans les régions épaissies, et semble constituée par des composés pectiques. On ne trouve rien d'analogue dans les spores de l'*Ashbya Gossypii*. De plus, les spores de notre *Eremothecium* sont disposées dans le sporange sans ordre déterminé. Elles ont bien parfois une tendance à s'orien-

ter en faisceaux dont les pointes sont disposées dans le même sens, mais cela n'est nullement constant et les spores sont toujours entrecroisées, chevauchant les unes sur les autres et disposées le plus souvent sans ordre déterminé (fig. 7).

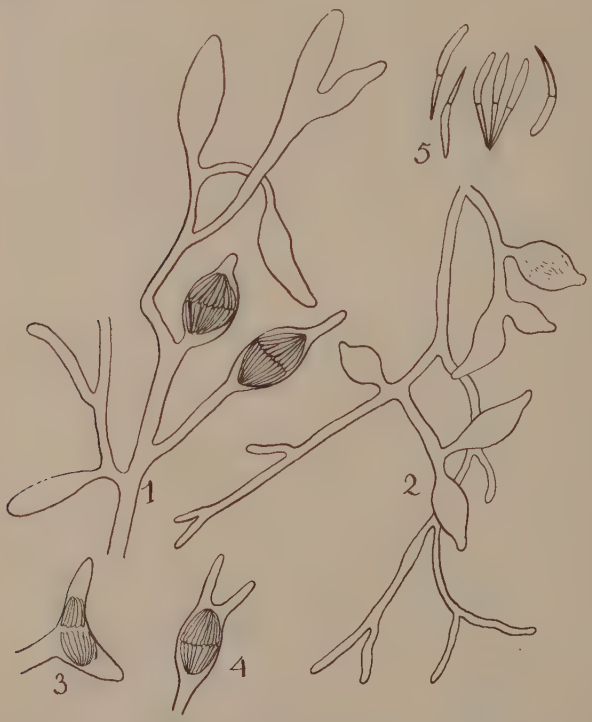


Fig. 24. — *Eremothecium Cymbalariae;* 1 à 4, mycélium avec formation des sporanges; 5, forme des spores (d'après G. Arnaud).

Notre Champignon se rapproche davantage encore de l'*Eremothecium Cymbalariæ* décrit par Borzi et retrouvé ensuite par Arnaud (fig. 24), puis par Ashby et Nowell, qui, lui aussi, offre un cycle de développement analogue à celui de l'*Ashbya Gossypii*. Comme l'*Eremothecium Cymbalariæ,* il offre un mycélium à cloisons transversales très rares, et ses spores sont tout à fait semblables, autant qu'on peut en juger par les descriptions des auteurs à celles de ce Champignon. Il diffère cependant de celles de l'*E. Cymbalariæ,* par le fait

que ses sporanges plus longs sont très nombreux et disposés en files dans les régions subterminales des filaments, comme dans le genre *Ashbya,* tandis que dans ce dernier, ceux-ci sont isolés et placés à l'extrémité des filaments. Il s'en distingue également par la disposition de ses spores qui, comme nous l'avons dit, s'enchevêtrent sans ordre, et ne sont pas disposées en faisceaux, ainsi que par le moins grand nombre de ses spores qui, d'après Arnaud, seraient d'environ 100 dans les sporanges d'*E. Cymbalariæ.*

Bien que nous n'ayons pu nous procurer une culture d'*Eremothecium Cymbalariæ,* il nous semble cependant, étant donné la forme caractéristique de ses spores, que notre Champignon doit être rattaché au genre *Eremothecium,* et nous proposons de le désigner sous le nom d'*Eremothecium Ashbyii,* dédié à l'éminent mycologue anglais Ashby.

Ce Champignon doit évidemment être rangé au voisinage du genre *Ashbya,* mais, comme ce dernier, il est extrêmement difficile de le situer dans la classification. Ces deux Champignons sont caractérisés par leurs sporanges qui, par le nombre de leurs spores oscillant entre 8 et 32, ainsi que par le mode de formation de celles-ci et la présence d'un épiplasme, présentent de très grandes analogies avec l'asque des Protoascinées. Ces sporanges diffèrent cependant essentiellement des asques par le fait qu'ils dérivent presque toujours non de cellules uninucléées, mais d'articles plurinucléés. Il semble donc difficile de les assimiler à des asques et de rapprocher les genres *Ashbya* et *Eremothecium* des Endomycétacées auxquels on devrait les rattacher si ces sporanges dérivaient de cellules uninucléées.

Toutefois, on ne peut exclure tout rapprochement entre le sporange de ces deux Champignons et l'asque, et, dans une étude antérieure, nous avions proposé une interprétation qui permettait de rattacher le genre *Ashbya* aux Ascomycètes. On sait que dans les Ascomycètes, les gamètes semblent résulter de la transformation de gamétanges. On trouve dans ces Champignons, à la fois la fusion de gamétanges, c'est-à-dire une gamétangie analogue à celle des Péronosporacées, et la fusion de gamètes. Dans une forme très primitive d'Ascomycètes, le *Dipodascus,* par exemple, la sexualité consiste en la fusion de deux gamétanges dont les gamètes sont réduits à l'état d'énergides, c'est-à-dire en la gamétangie, mais toutes les énergides de chaque gamétange dégénèrent sauf une, en sorte que la fusion nucléaire ne se

produit qu'entre l'un des noyaux mâles et femelles aboutissant à la formation d'un œuf simple qui germe immédiatement en se transformant en asque à nombreuses ascospores. Dans les Endomycétacées et les Levures, on ne trouve plus que des gamètes, et la sexualité consiste en la conjugaison de deux cellules primitivement uninucléées, c'est-à-dire de véritables gamètes.

On sait, en outre, que, dans de nombreuses formes de Protoascinées, la sexualité a disparu et que l'asque se forme aux dépens d'une cellule ordinaire, que l'on peut considérer comme un gamète se développant par parthénogénèse. C'est le cas de beaucoup de Levures, par exemple. Dans une forme très primitive, voisine du *Dipodascus*, l'*Ascoidea rubescens*, l'asque dérive d'un article multinucléé qu'on doit regarder comme un gamétange parthénogénétique. D'après Varitchak, les noyaux de ce gamétange dégénéreraient tous avant la formation de l'asque, sauf deux noyaux privilégiés qui se fusionneraient pour donner un noyau diploïde : c'est ce noyau qui en se divisant produirait les ascospores. On devrait donc considérer cette caryogamie comme un processus compensateur de la sexualité.

Partant de ces données, nous avions admis que le genre *Ashbya* représenterait une forme inférieure de Protascinées qui aurait conservé ses gamétanges comme les genres *Dipodascus* et *Ascoidea*, mais dans laquelle la sexualité ayant disparu, le gamétange se développerait directement en un asque. L'article plurinucléé aux dépens duquel se forme le sporange aurait donc la valeur d'un gamétange, et chacun de ses noyaux correspondrait à un gamète réduit à l'état d'énergide. Mais contrairement à ce qui se produit dans l'*Ascoidea*, d'après Varitschak, toutes les énergides persisteraient, et il n'y aurait aucun phénomène compensateur de la sexualité. Chaque énergide se développant parthénogénétiquement subirait 2 mitoses successives, donnant 4 noyaux-fils qui seraient le point de départ de 4 ascospores. Le sac sporifère du genre *Ashbya* aurait ainsi la valeur d'un asque composé et le nombre des ascopores serait déterminé par celui des énergides du gamétange au moment de sa transformation en sac sporifère.

Cette hypothèse peut s'appliquer au genre *Eremothecium;* elle soulève cependant pour ce dernier quelques difficultés, puisque nous avons vu qu'on est obligé d'admettre que chacun des noyaux du jeune sporange subit un nombre variable de mitoses, tantôt une seule, tantôt

deux, tantôt trois. Pour qu'elle se confirme, il faudrait théoriquement que chaque noyau subisse deux mitoses successives. Cependant étant donné que cette hypothèse comporte l'obligation d'admettre que les énergides de chaque gamétange correspondent à des gamètes se développant par parthénogénèse, on ne peut s'étonner que les mitoses ne s'opèrent plus d'une manière régulière, la réduction chromatique devant être en même temps supprimée.

Mais une autre interprétation se présente à l'esprit. L'étude de l'*E. Ashbyii* conduit, en effet, à rapprocher ce Champignon de la forme gamétophytique du *Spermophthora Gossypii*. Ce Champignon offre, en effet, des sporanges qui rappellent beaucoup les gamétanges du *Spermophthora;* ceux-ci naissent de la même manière, sous forme de renflements au-dessous des extrémités des filaments et rappellent les asques par la mode de formation de leurs spores-gamètes et la présence d'un épiplasme. Les spores-gamètes du *Spermophthora* ont une forme très voisine de celles des spores de l'*Eremothecium*. Comme ces dernières, elles sont fusiformes avec, à l'une de leurs extrémités, une pointe plus aiguë; mais cette dernière est beaucoup moins arquée que dans les spores d'*Eremothecium* et n'est pas vide de contenu; cette pointe est pourvue d'une ligne saillante de la paroi suivant l'axe longitudinal du gamète jusque vers le milieu, ligne ici très nettement visible qui semble exister aussi, mais très peu accentuée, dans les spores d'*Eremothecium* (fig. 23). L'extrémité opposée se termine également en pointe, mais moins aiguë et n'est pas arrondie ou taillée en biseau, comme dans les spores d'*Eremothecium*. Enfin, la membrane de ces gamètes présente les mêmes réactions que celles des spores d'*Eremothecium* et paraît être de nature pectique : elle offre aussi des épaississements latéraux.

Rappelons que ce Champignon, isolé par Ashby et Nowell, de la stigmatomycose des graines de Cotonnier, présente un mycélium primaire (gamétophyte), dépourvu de toute cloison, qui donne naissance, dans les régions subterminales de ses rameaux, aux gamétanges renfermant de nombreux gamètes fusiformes dont nous venons de parler. Après gélification de la paroi du gamétange et, une fois mis en liberté, ceux-ci se conjuguent dans le milieu où ils se sont formés et donnent naissance à des zygospores qui germent immédiatement en donnant un court mycélium secondaire (sporophyte), constitué par des cellules généralement uninucléées dont les extrémités des rameaux forment de petits asques typiques à 8 ascospores : ces dernières germent en reproduisant le

mycélium primaire porteur de gamétanges. Ce Champignon offre donc le grand intérêt de constituer une forme intermédiaire entre les Siphomycètes et les Ascomycètes.

Depuis l'époque où nous l'avons étudié (1927-1928), le *Spermophthora Gossypii* a subi, à la suite de cultures prolongées au laboratoire, d'importantes modifications. Lorsque nous l'avons étudié, ce Champignon, cultivé sur un mélange de bouillon de carotte et de pomme de terre gélosé, formait de nombreux gamétanges, dont les gamètes une fois isolés se conjugaient immédiatement pour donner des zygospores qui germaient en donnant un mycélium secondaire avec des asques. Il formait également des gamétanges, mais en moins grand nombre, sur tranches de carotte et sur moût gélosé. Actuellement, il végète difficilement sur bouillon de carotte et de pomme de terre et ne produit plus qu'un mycélium stérile : celui-ci donne naissance à quelques renflements semblables aux gamétanges, mais qui n'aboutissent jamais à la production de gamètes et dégénèrent. Le Champignon ne fournit également sur moût de bière gélosé qu'un mycélium stérile. Parmi les milieux que nous avons essayés, nous n'avons pu obtenir de gamétanges arrivant à maturité, que sur tranche de carotte et surtout sur tranche de pomme de terre. Mais les gamètes une fois mis en liberté ne se conjuguent pas et ne germent jamais dans le milieu où ils se sont formés.

Placés sur gouttelettes pendantes en chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier, sur bouillon de pomme de terre, sur gélose de Sabouraud glucosée ou sur moût de bière gélosé, ces gamètes germent en se gonflant et en donnant naissance à plusieurs tubes germinatifs qui croissent, sans se cloisonner, et se dichotomisent pour reproduire directement un mycélium primaire gamétophytique (fig. 25). Des cultures que nous avons fait venir du Bureau Central de Baarn ont montré les mêmes modifications.

Ainsi, le *Spermophthora Gossypii,* sans doute par suite de sa vie saprophytique, a perdu sa sexualité et ses gamètes germent directement sans conjugaison en se comportant comme de véritables spores et en reproduisant directement le mycélium primaire. La perte de la sexualité a donc été accompagnée de la suppression du sporophyte.

Pour expliquer cette modification survenue dans le cycle évolutif de ce Champignon, il n'y a que deux hypothèses possibles. L'une consiste à admettre que le *Spermophthora Gossypii* produirait deux sortes de sporanges de même forme : 1° des sporanges asexués donnant des spores

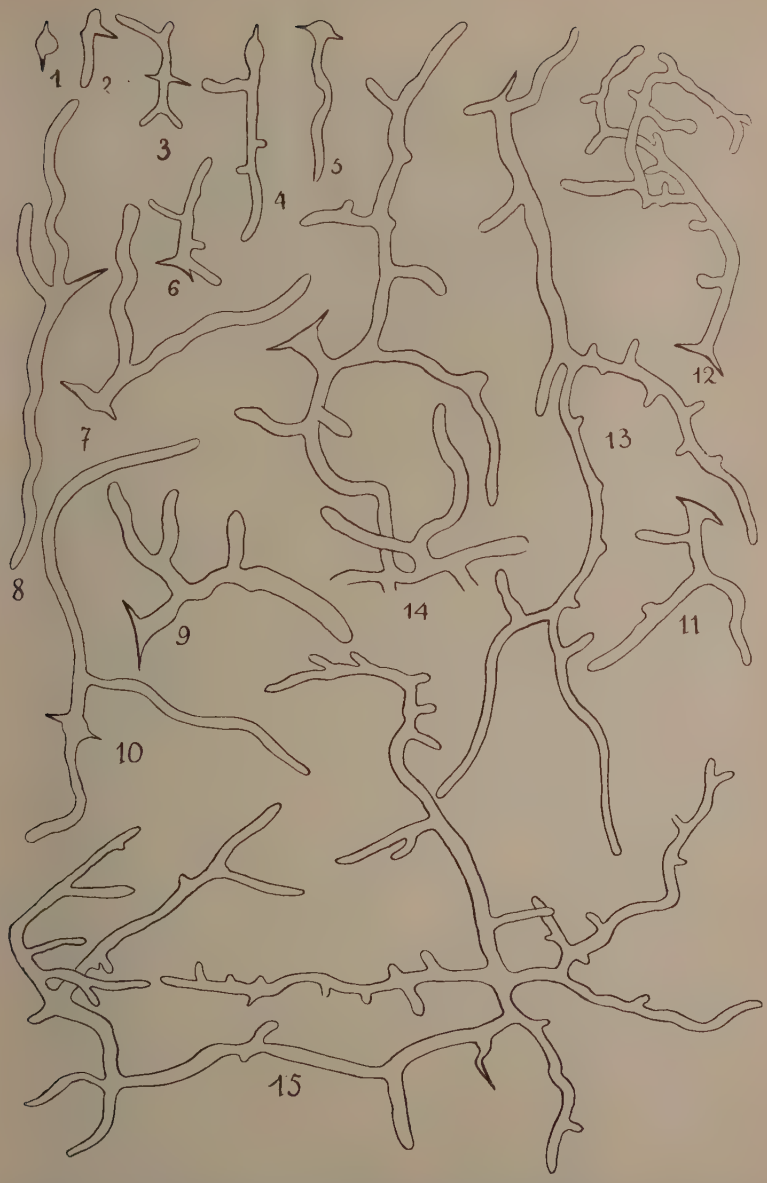


Fig. 25. — *Spermophthora Gossypii* (forme modifiée par la culture prolongée au laboratoire). Divers stades de la germination des spores observés sur gélose de Sabouraud, en chambre humide de Van Tieghem et Le Monnier. Les spores germent en produisant directement un mycélium primaire qui formera ensuite de nouveaux sporanges.

reproduisant le mycélium gamétophytique, 2° des gamétanges fournissant des gamètes de même forme que les spores, qui se conjuguent pour donner des zygospores, point de départ du mycélium sporophytique. Les gamétanges auraient disparu à la suite de cultures au Laboratoire, et seuls les sporanges auraient subsisté. Cette hypothèse pourrait s'appuyer sur le fait que Ashby et Nowell ont constaté que certaines spores sont capables de reproduire directement un mycélium primaire. Cependant, dans nos observations de 1927-28, nous avons observé de nombreux cas où les gamètes germaient par parthénogénèse, mais en produisant un mycélium sporophytique avec asques ; dans quelques cas, nous avons observé des gamètes qui ne donnaient naissance qu'à de courts filaments cloisonnés qui se terminaient par des sortes de conidies-levures, sans former d'asques, mais jamais nous n'avons vu, au cours de nos très nombreuses observations, de spores semblables aux gamètes qui soient susceptibles de donner naissance à un mycélium gamétophytique. Des sporanges asexués pouvaient néanmoins exister, et ne pas s'être produits dans les conditions où nous cultivions le Champignon.

La seconde hypothèse consisterait à supposer que le Champignon ne forme que des gamétanges, mais que les gamètes aient été amenés à germer directement par parthénogénèse en produisant non pas un mycélium sporophytique, mais un mycélium gamétophytique. Des phénomènes semblables ont été constatés chez les *Cutleria*. Sans vouloir prendre partie entre ces deux hypothèses, c'est à la seconde que nous serions tentés de donner la préférence.

Quoi qu'il en soit, que l'on adopte l'une ou l'autre de ces deux dernières opinions, ces faits nous suggèrent l'hypothèse que les genres *Eremothecium* et *Ashbya*, incontestablement très voisins, pourraient correspondre à des formes apparentées au *Spermophthora*, qui auraient subi la même transformation que nous avons constatée dans ce Champignon à la suite de cultures prolongées au laboratoire. Les genres *Eremothecium* et *Ashbya* seraient donc, soit des formes gamétophytiques de Champignons voisins du *Spermophthora*, dont les sporanges représenteraient soit des sporanges asexués de même forme que les gamétanges et seuls conservés, qui multiplieraient les thalles gamétophytiques, soit des gamétanges semblables à ceux du *Spermophthora* dont les spores-gamètes par suite d'une suppression de la sexualité germeraient en reproduisant directement le gamétophyte.

Telles sont les trois hypothèses que l'on peut formuler en ce qui con-

cerne les affinités des genres *Eremothecium* et *Ashbya*. La première permettrait d'établir une relation directe entre les genres *Ashbya* et *Eremothecium* et le genre *Nematospora* qui offre des asques, dont les ascospores ont la même forme que celle du genre *Ashbya*. Les Champignons de ce genre végètent sous forme de levures et de filaments mycéliens et forment des sacs sporifères dérivant de cellules uninucléées et présentant tous les caractères des asques. En l'état actuel de la Science, il est impossible de se prononcer entre ces trois hypothèses.

INDEX BIBLIOGRAPHIQUE

ARNAUD (G.). — Note sur le genre *Eremothecium* Borzi (*Bull. Soc. Mycol. France*, T. XXIX, 1913).

ASHBY et NOWEL. — The Fungi of Stigmatomycosis (*Annals of Botany*, 1926).

BORZI. — *Eremothecium Cymbalariæ*, nuovo Ascomicete (*Bull. Soc. Bot. Italienne*, T. XX, 1888).

GUILLIERMOND (A.). — Recherches sur quelques Ascomycètes inférieurs isolés de la stigmatomycose des graines de Cotonnier. Essai sur la phylogénie des Ascomycètes (*Rev. Gén. Bot.*, T. 40, 1928).

— Sur un Champignon nouveau isolé des capsules du Cotonnier, l'*Eremothecium Ashbyii* et ses relations possibles avec le *Spermophthora Gossypii* (*C. R. As. Sc.*, T 200, 1935).

GUILLIERMOND (A.), FONTAINE et A. RAFFY — Sur l'existence dans l'*Eremothecium Ashbyii* d'un pigment jaune se rapportant au groupe des flavines. (*C. R. Ac. Sc.*, T. 200, 1935).

KUHN (R.). — Conférences sur les flavines (*Bull. Soc. de Chimie biologique*, T. XVII, 1935).

STELLING-DEKKER (Mme N. M.). — Die Hefesammlung des Centraalbureau voor Schimmelcultures (*Verhandelingen der Koninklijke Akademie van wetenschappen te Amsterdam*, T. XXVIII, 1931).

VARITCHAK (B.). — Contribution à l'étude du développement des Ascomycètes. Thèse de Doctorat ès Sciences (*Le Botaniste*, 1931).

LÉGENDES DES PLANCHES HORS TEXTE

Pl. VII. — *Eremothecium Ashbyii* (fixation au picroformol de Bouin et coloration à l'hématoxyline ferrique).

Fig. 1 à 12 : Stades déjà avancés de la formation des sporanges. Les fig. 5 6, 7, 8, 9, 10 et 11 montrent les noyaux en voie de mitose (picroformol, hématoxyline ferrique).

Fig. 13 à 15 : Formation des spores (même méthode).

Fig. 18 : Jeune sporange (fixation au picroformol, coloration à l'hématoxyline de Delafield : les vacuoles sont remplies de corpuscules métachromatiques.

Fig. 19 : Jeune filament avec ses corpuscules métachromatiques (même méthode).

Fig. 16 : Spores vues à un fort grossissement (même méthode) ; on y voit le noyau et de petites vacuoles renfermant un corpuscule métachromatique.

Fig. 17 : Spore colorée par l'hématoxyline ferrique : on ne voit que les noyaux : les vacuoles apparaissent vides de contenu.

Fig. 20 et 21 : Sporanges achevés (picroformol-hématoxyline ferrique).

Pl. VIII. — Localisation du pigment jaune dans l'*Eremothecium Ashbyii* :

Fig. 1 : Filament ayant cessé de croître et possédant de grosses vacuoles dont le suc est coloré en jaune ; dans le cytoplasme, on voit des globules graisseux surtout localisés autour des vacuoles.

Fig. 2 et 3 : Articles séparés du mycélium (sporanges avortés) avec de grosses vacuoles teintes en jaune ; dans certaines, une partie du pigment a cristallisé sous forme de longues aiguilles.

Fig. 4 : Article séparé du mycélium (sporange avorté) dans lequel une partie du pigment jaune dissous dans les vacuoles a cristallisé sous forme de gros sphérocristaux.

Fig. 5 et 6 : Fragment de mycélium avec grosses vacuoles dont une partie du pigment jaune a cristallisé sous forme d'aiguilles groupées autour d'un centre ou en paquets.

Fig. 7, 8, 9 et 10. — Articles séparés du mycélium (sporanges avortés) montrant leur pigment dissous dans le suc vacuolaire : dans beaucoup de vacuoles se trouvent en même temps des cristaux aciculaires groupés en paquets et parfois même, fig. 7, 9 et 10, tout le pigment des vacuoles a cristalisé.

Fig. 11 : Fragment de filaments avec ses vacuoles renfermant le pigment jaune dissous et en partie cristallisé sous forme d'aiguilles.

Sur quelques espèces rares ou nouvelles de Rhodophyllus

par H. ROMAGNESI (Paris)

(Pl. IX)

I. **Rhodophyllus undatus** (Fr.) Quél.

Stipe *court,* assez épais, 10-20 × 2,5 mm. subcylindrique, mais légèrement évasé en haut, naissant le plus souvent d'une masse de *mycélium blanc* et cotonneux qui s'étale assez largement sur le sol ; plein ou se creusant, ferme, presque glabre, gris brunâtre pâle ou blanchâtre, toujours plus pâle que le reste du Champignon.

Chapeau orbiculaire (1 —) 2,5-3 cm., d'abord convexe et régulier, puis *onduleux* et plus ou moins évasé, toujours creusé au centre d'une *profonde cavité obconique,* à l'orifice étroit, à bords abrupts, un peu transparent, mais non hygrophane, gris de souris argenté ou *gris bistré,* recouvert d'un voile dense et apprimé de *petites soies blanches* qui lui donnent un aspect satiné et luisant, avec la marge d'abord *fortement enroulée,* puis simplement infléchie, jamais striée, mais parfois marquée de petites zones bistrées.

Chair épaisse, solide, élastique, humide, grisâtre ou bistrée, sans odeur nette.

Lamelles *très serrées,* inégales, accompagnées d'un nombre à peu près égal de lamellules, *décurrentes-arquées,* grisâtres ou blanc gris, rosissant assez fortement à la maturité.

Spore *symétrique-allongée simple* ($^5\Lambda\frac{5}{}$ ou $\frac{6}{}\ \frac{5}{}$) (1) à contours assez anguleux ; arête apicale toujours petite en profil frontal, 8,5-9-10,5 × 6,5 — 7,5 µ.

Basides claviformes, 9-10 × 30-40 µ.

Epicutis formé de longs *poils* à paroi tenace, épaisse, peu cloisonnée, 2-3 µ, soudés les uns aux autres et s'organisant souvent en faisceaux plus ou moins couchés.

---

(1) Pour l'intelligence de ces termes et de ces signes, voir H. Romagnesi, Quelques observations sur les *Rhodophyllus, Bull. Soc. Myc. de France,* 1932, t. 48, 3e et 4e fasc., p. 311 et 312 — et Sur les *Rhodophyllus, ibidem,* 1933, t. 49, 3e et 4e fasc., p. 432 et 433.

Été. — En troupe sur la terre brûlée ou dans les feuilles mortes, hêtres, bouleaux, châtaigniers. Yerres (S.-et-O.).

Observations. — Espèce bien caractérisée par sa chair élastique et ferme, son stipe court, sa teinte uniformément grise et surtout son chapeau à cavité profonde et abrupte, infundibuliforme.

11. **Rhodophyllus lanicus** nov. sp. (génitif ***lanicutis***) (Pl. IX, fig. 1)

Chapeau *plan*, 17-27 mm., parfois un peu déprimé au centre, mais très superficiellement, à marge onduleuse, irrégulière et souvent laciniée-fendillée, *brun noisette*, avec une pointe d'*incarnat*, non hygrophane, non strié, mais un peu transparent, couvert de petites *soies blanches*, mince et fragile.

Stipe court, 13-25 × 1,5 mm., cylindrique, mais un peu dilaté en haut, se creusant, muni à la base de mycelium blanc, *concolore*, sous un revêtement fugace, tomenteux et blanc.

Chair *concolore*, mince, fragile, à odeur un peu anisée.

Lamelles *assez serrées*, un peu *décurrentes*, assez larges, un peu ventrues, subaiguës, fragiles, inégales, *concolores*, brun rosé à la fin.

Spore *symétrique-allongée simple* ($^5\Lambda \frac{5}{-}$ ou $\frac{6}{-}\frac{5}{-}$), avec quelques passages vers le type symétrique-allongé-complexe, d'aspect très irrégulier, presque gibbeux, arêtes bien différenciées; contenu guttulé; taille : 8-10 × 6-7,5 µ.

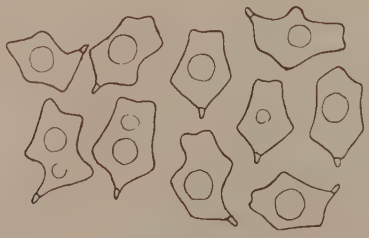


Fig. 1. — *Rodophyllus lanicus* n. sp. : spores (× 1.500).

Basides claviformes, 30-35 × 9-10 µ.

Cellules marginales non observées.

Septembre 1932. — En groupe, subcespiteux, sur la terre humide d'une ornière herbeuse. Villecresnes (S.-et-O.).

Diagnose latine :

Pileo aplanato, 17-27 mm. aliquando medio subumbilicato, sed levissime, ad marginem inaequabiliter undulato, et saepe paulum laciniato, ex avellaneo pallide pullo, incarnato colore subtiliter tincto, non hygrophano, sed subtranslucenti, parvulis albidis setis praedito, tenui et fragili. Stipite brevi, 13-25 × 1,5 mm., tereti, sed leviter deorsum incrassato et candido mycelio vestito, brevi cavo, concolore, fugaci et albido pulvere primum cooperto. Carne concolore, fragili, tenui. Lamellis stipatis, subdecurrentibus, latiusculis, paulum rotundatis, antice subacutis, concoloribus.

Spora symmetra-porrecta simplici, 8-10 × 6-7,5 micr. Basidiis claviformibus, 30-35 × 9-10 micr.

Aestate vergente, subcaespitosus in graminosa et uvida orbita opaci tramitis, Villecresnes (S.-et-O.), in Gallia.

Observations. — Cette espèce, qui est voisine d'*undatus* par sa teinte monochrome, sa spore symétrique-allongée simple, son stipe court, s'en distingue cependant nettement par sa couleur brun noisette incarnat, sa consistance fragile, son chapeau non ou à peine déprimé au centre. Le seul champignon décrit dans le *Sylloge* de Saccardo qui pourrait s'en rapprocher est l'*Eccilia griseo-rubella* Lasch, mais cette espèce a été interprétée par Konrad de façon toute différente ; cet auteur désigne, en effet, sous ce nom un *Eccilia* à port élancé, brun, à spore symétrique-allongée complexe et à poils marginaux fugaces. Aussi croyons-nous devoir décrire la nôtre comme nouvelle.

III. **Rhodophyllus minutus** (Karst.)

Chapeau convexe, surbaissé ou globuleux convexe, 8-13 mm., à marge droite et assez régulière, profondément *ombiliqué* au centre, blanchâtre ou pâle sur le frais, *brun dans la dépression* ainsi que sur un certain nombre de *striations*, devenant sur le sec uniformément *brunâtre* pâle, soyeux et remarquablement *satiné et luisant*, quelquefois fendillé sur la marge.

Stipe grêle et long, 40-45 × 0,5-0,7 mm., épaissi vers la base, un peu creux à la fin, *brunâtre clair*, et plus ou moins nettement strié longitudinalement, glabre, sauf en bas et dans la moitié inférieure où il est irrégulièrement taché de plaques d'un tomentum apprimé et blanc.

Chair subconcolore, blanchissante, à odeur faiblement spermatique.

Lamelles pas trop serrées, inégales (2-3 longueurs de lamellules), à arête concave dans la jeunesse, puis à peu près droite, *subaiguës* vers l'avant, moyennement larges, *adnées* après une légère échancrure,

dore d'aspect légèrement décurrent, blanchâtres, puis un peu rosées.

Spore brun rose clair, *cubique* ou *subglobuleuse simple*, avec intermédiaires entre les types, principalement $\frac{5A}{5}$, de 7,5-8-9-(10) × 7-8 µ.

Basides obovales à 2-4 grands stérigmates, 30-32 × 10-11 µ.

Pas de poils marginaux ni cystides.

10 Sept. 1934. — Dans l'herbe humide. Yerres (S.-et-O.).

Observations. — Cette espèce, que, par ses feuillets un peu décurrents, nous avions prise pour une *Eccilia*, s'adapte bien à *Nolanea minuta*, telle qu'elle a été décrite par Karsten et Lange. On voit, par ce nouvel exemple, qui réunit les Nolanées aux Eccilies, combien le genre *Eccilia* est peu naturel, puisqu'il est étroitement relié aux prétendus genres voisins : aux *Entoloma* par *R. Woodianus* Peck sensu Romagn., aux *Leptonia* par *R. griseorubellus* au sens de Konrad. Notre champignon ressemble à *R. rhodocylix*, sensu Lange, Romagn., mais s'en distingue par l'absence de poils marginaux, la spore et la taille plus petite et un chapeau remarquablement brillant dès qu'il cesse d'être imbu.

IV. **Rhodophyllus inutilis** (Britz.) (Pl. IX, fig. 2)

Chapeau de 12-20 mm., convexe ou convexe-plan, à peine mamelonné, s'étalant, à marge étroitement rabattue sur les lamelles, souvent un peu *irrégulier* et plus ou moins *festonné*, un peu hygrophane, légèrement strié par transparence quand la plante est saturée, *brun noirâtre*, pâlissant à peine par le sec, finement vergeté par de *fines fibrilles* peu denses qui peuvent s'organiser au centre en très fines squamules pelucheuses, plus visibles et restant plus foncées que le fond par le sec.

Stipe de 30-35 × 2,5 mm., cylindrique ou très légèrement épaissi en

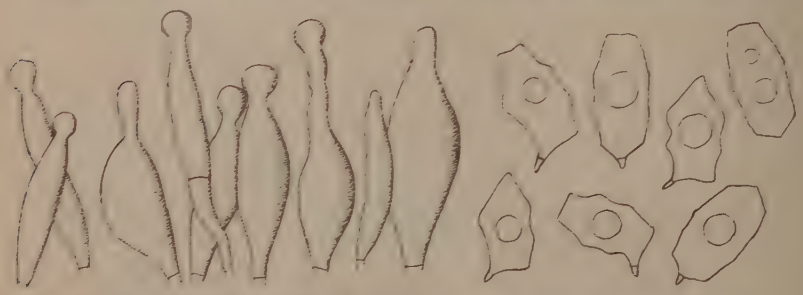


Fig. 2. — *Rhodophyllus inutilis* (Britz.)? : à gauche, poils marginaux ; à droite, spores (× 1.500).

bas, *creux, bistre gris*, plus sombre par l'humidité, *strié* par de petites *fibrilles plus foncées* et peu denses, cotonneux en bas.

Chair *brunâtre obscur*, blanchissant par le sec, peu odorante.

Lamelles *peu serrées*, inégales (3 longueurs de lamellules), *épaisses*, aiguës en avant, ventrues, adnexées ou *sinuées* et même décurrentes par une petite dent, assez larges, *brun obscur*, poudrées et rosissant à peine à la maturité, à arête *serrulée* et un peu plus pâle.

Spore *asymétrique complexe* très anguleuse ($\frac{7}{}$ — ou qqf. $\frac{6}{}$ —, ou, plus rarement, $\frac{8}{}$ —), de 9-12 × 6,5-8 µ.

Basides obovales, à 2-4 stérigmates courts, 30-40-45 × 10-12 µ.

Poils marginaux le plus souvent *lagéniformes*, à col irrégulier et épais, presque toujours fortement *renflés* en haut en sphère, plus rarement subulés, d'épaisseur variable, 30-50 × 5-12 µ.

Trame des lamelles à *laticifères* irréguliers, sinueux.

Juillet 1933. — Dans la mousse, dans un bois de châtaigniers bien aéré. Etoile de Bellevue, à Yerres (S.-et-O.).

Observations. — Nous n'avons fait que deux récoltes de ce champignon, et si nous nous sommes malgré tout décidé à le publier, c'est qu'il présente deux particularités remarquables : ses lamelles brun foncé (non grises!) et surtout ses poils marginaux semblables à ceux d'*Entoloma porphyrophaeum*. Mais cette dernière espèce en est bien différente par son port très massif et ses lamelles plus pâles. Nous croyons pouvoir rapporter la nôtre à *Volanea inutilis* Britz., qui s'en rapproche par la teinte foncée des lamelles et du péridium; mais, l'identification des espèces de Britzelmayr ne pouvant jamais, vu l'insuffisance de la description, présenter toutes les garanties de certitude, nous ne saurions affirmer que le champignon bavarois, qui n'a pas été retrouvé ou précisé, soit identique au nôtre. Le *Volanea variegata* Vel. (et peut-être également *tristis* Vel.) pourraient en être aussi des synonymes, mais s'en écartent par quelques petits caractères. Comme c'est d'ailleurs le cas, selon Saccardo, de l'*inutilis* Britz., notre Rhodophylle est voisin de *R. clandestinus*, qui en diffère toutefois par l'absence de poils marginaux (sec. Konrad et Maublanc, *Icones selectae*).

V. **Rhodophyllus Fernandae** nov. sp. (Pl. IX, fig. 3)

Chapeau de 18-35 mm., convexe plan ou absolument plan, rarement très largement subcampanulé, à l'ordinaire *non ou à peine ma-*

mélonné, souvent *irrégulier* ou bosselé au bord, un peu hygrophane, *gris bistré* ou bistre pâlissant en séchant ; revêtement composé de petites soies apprimées, tantôt peu apparentes — et en particulier quand le champignon est saturé d'eau —, tantôt assez nettes et s'organisant même au centre en quelques fines *squamules* pelucheuses, d'aspect luisant et satiné par le sec ; marge primitivement *rabattue* sur les lamelles, mais rapidement redressée.

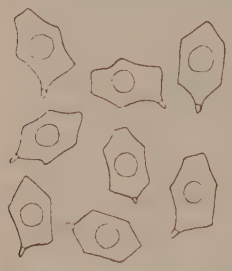


Fig. 3. — *Rhodophyllus Fernandae* sp. n. : spores (× 1.500).

Stipe plus ou moins épais, 25-50 × 1,5-4,5 millimètres, cylindrique, assez souvent *comprimé* et *fendu* longitudinalement, *gris bistré clair*, glabre, brillant, non strié, revêtu à la base d'un épais *tomentum blanc*.

Chair mince, blanchâtre ou brunâtre, dégageant à la récolte une *douce odeur de farine*.

Lamelles *peu serrées*, inégales (2 longueurs de lamellules), *presque libres* ou étroitement adnexées, *triangulaires, subtriangulaires*, ou simplement *ventrues*, toujours *aiguës* en avant, assez larges (pouvant atteindre 4 mm.), *blanchâtres*, tardivement brun rosé clair.

Spore *symétrique-allongée complexe* ($^5A\ A^6$ ou le plus souvent $\frac{6}{}\ A^6$), à contours un peu anguleux, à contenu guttulé, assez petite, 7,5-8,5 (-9) × 6-6,5 µ.

Basides claviformes 9-11 × 25-30 µ.

Cuticule *filamenteuse* (hyphes sans boucles, longues de 9-15 µ, plus courtes vers le haut) ; épicutis constitué par des *poils claviformes*, colorés, ordinairement 1-cloisonnés vers le milieu, 50 — 100 × 8 — 10 µ.

Pas de poils marginaux.

Août 1932. — Dans la mousse épaisse d'un bois bien aéré de châtaigniers. Leg. Mme Fernande Romagnesi. Abondamment retrouvé ensuite dans la mousse des bois de l'Étoile, à Yerres (S.-et-O.), où il est assez répandu.

Diagnose latine :

Pileo 18-35 *mm., convexo vel omnino plano, rarius latissime subcampanulato, non vel pacne mammoso, saepe ad marginem undulato, ex umbrino griseo, vel umbrino pallescente, subtiliter setoso, interdum etiam nonnullis gausapatis squamulis medio punctato, sicco lucido; margine primum involuto, sed brevi evoluto. Stipite magis minusve crasso,* 25 — 50 × 1,5 — 4,5 *mm., tereti, saepius compresso et sulcato; pallide ex umbrino grisello, lucido, haud striato, glabro, sed, deorsum*

mycelio candido praedito. Carne tenui, albida, odore levi farinoso. Lamellis non stipatis, inaequalibus, fere liberis, vel anguste annexis, emarginatis, triangulis, subtriangulis, vel solum rotundatis, semper antice acutis, latis (usque ad 4 mm.), albidis, deinde pallido rubeolis.

Spora symmetra-porrecta complexa, parum angulata, parva, 7,5 — 8,5 — (9) × 6 — 6,5 micr. Basidiis claviformibus, 9 — 11 × 25 — 30 micr. Pilis pilei claviformibus, coloratis, 50 — 100 × 8 — 10 micr.

Aestate, in spissis muscis, sub castaneis et quercubus, Yerres (S.-et-O.), in Gallia.

Observations. — Ce champignon a dû être souvent déterminé *Nolanea proletaria* Fr. Il possède en effet avec cette espèce, au moins interprétée au sens de Ricken, certains caractères communs, tels que la couleur grisâtre, le chapeau soyeux, le pied souvent comprimé et fendu, tomenteux vers la base, ses lamelles larges, subtriangulaires. Mais, grâce à l'obligeance de M. Kühner, qui nous a donné des exsiccata d'une espèce correspondant en tous points à celle de Ricken, nous avons pu nous rendre compte que la ressemblance n'était que superficielle : le *proletaria* Rick. a, en effet, une spore absolument subglobuleuse, des lamelles foncées, un chapeau campanulé-conique, alors que notre *Fernandae* a des spores nettement hétérodiamétriques, des lames blanchâtres, un chapeau plus ou moins convexe-étalé; les deux espèces sont donc totalement différentes. De même il semble différer du *N. limosa* par ses lamelles pâles et son habitat.

Il resterait à examiner, il est vrai, si Ricken a bien interprété l'espèce friesienne, et si, par hasard, la nôtre ne méritait pas mieux le nom de *proletaria;* mais la diagnose de Fries est si ambiguë qu'outre l'interprétation de Ricken, elle a donné lieu à celle de Quélet, qui décrit dans sa flore une espèce douteuse (mise d'ailleurs par lui en synonymie avec *staurosporus* Bres.!), et à celle de Bresadola, qui peut en effet avoir retrouvé l'espèce de Fries. Or, ce ne peut être notre champignon, car Bresadola attribue à son espèce des spores subglobuleuses notablement plus larges, et ne signale pas le stipe souvent comprimé; chose curieuse, il n'attribue ce caractère qu'à son *Nolanea pascua,* qui ressemble à s'y méprendre — au moins si l'on en juge d'après la planche, car la description présente certaines divergences avec celle de Ricken — au *proletaria* Rick., dont c'est peut-être un synonyme. Mais notons que tous ces auteurs, y compris le fondateur de l'espèce, attribuent à *proletaria* des lames grises et un chapeau d'abord campanulé, ce qui ne peut s'appliquer à notre espèce.

En résumé, que l'on nomme *proletaria* l'espèce de Ricken, ou celle de Bresadola — auquel cas il faudrait donner à la première le nom de *Nolanea undulata* Velenovsky, cet auteur l'ayant décrite de façon très reconnaissable sous ce nom dans ses *Ceske houby* —, le Rhodophylle de Yerres ne peut mériter ce nom. Nous n'avons pas en effet trouvé dans le Saccardo, ni dans la *North American Flora* une diagnose pouvant y être rapportée en toute certitude, et force nous est de le décrire comme nouveau. Il est du reste bien individualisé par sa teinte gris bistre, son chapeau soyeux non mamelonné, ses lamelles blanches, espacées, larges, mais aiguës en avant, subtriangulaires, son stipe tomenteux en bas, son odeur légère de farine, sa spore petite, symétrique-allongée complexe; la marge onduleuse et le stipe comprimé rendraient notre espèce plus caractéristique encore, mais ces caractères ne sont pas constants.

(*Travail du Laboratoire de Cryptogamie du Museum National, Paris.*)

Une grave maladie des artichauts au Maroc

par G. MALENÇON (Rabat)

(Pl. X, XI, XII)

L'artichaut occupe au Maroc français une place importante dans le commerce des primeurs. Le plus couramment on cultive les variétés Vert de Laon et Violet d'Alger, auxquelles s'ajoutent en plus faible proportion le Violet d'Oran (Violet de Nice) et le Vert d'Oran (Mako); l'ensemble des plantations, qui se groupent surtout aux environs des centres de Casablanca, de Rabat et d'Oujda, couvre pour l'année présente (1936) une superficie totale de 340 hectares.

Les maladies d'origine cryptogamique qui attaquent l'artichaut sont peu nombreuses et d'une nature assez bénigne. *Ramularia cynarae, Levcillula taurica, Bremia lactucae* sont les plus courantes; elles couvrent parfois les feuilles, les font jaunir et sécher, fatiguent les plantes, mais il est rare que leurs dommages prennent un caractère visiblement alarmant.

Or, depuis plusieurs années, une maladie à faciès très grave nous est signalée chaque saison. De nombreux capitules, indemnes en apparence extérieure, ont toutes leurs bractées centrales noircies, humides et complètement désorganisées. Les dégâts présentent l'aspect d'une pourriture bactérienne, et c'est de ce côté que penchait primitivement notre opinion jusqu'à ce que des observations régulièrement suivies durant les premiers mois de 1936, où la maladie a sévi d'une façon particulièrement rigoureuse, nous aient permis de reconnaître que le mal était le fait d'un Deutéromycète, l'*Ascochyta hortorum* (Speg.) Smth.

Ce champignon, parasite habituel et redoutable de l'aubergine, est connu aussi sur diverses plantes maraîchères. Cependant, autant que nous sachions, il est rare sur artichauts où il n'a été signalé qu'en Italie, par Voglino, qui lui attribue une pourriture des capitules paraissant correspondre à celle que nous observons au Maroc. Malheureusement, dans les cultures marocaines, l'activité de l'*Ascochyta hortorum* ne se limite pas aux capitules; dans certaines plantations, nous avons vu son action s'étendre aux tiges qui noircissent et meurent rapidement, ce qui entraîne du même coup la dispa-

rition de toutes les inflorescences qu'elles portent. Les dégâts atteignent alors une énorme proportion et la récolte peut être considérée comme totalement perdue.

C'est surtout la variété Vert de Laon qui paraît la plus touchée dans ses capitules ; le Violet d'Alger, avec ses bractées plus fermes et surtout plus écartées, par conséquent plus rapidement ressuyées de la pluie ou de la rosée, résiste beaucoup mieux (Pl. X, fig. 1 et 2). Par contre les attaques sur tiges touchent indifféremment l'une ou l'autre de ces variétés.

Suivant l'âge des capitules, suivant la saison aussi et, naturellement, suivant l'humidité du temps, la maladie revêt des aspects différents et une gravité variable. Pour bien comprendre toutefois les causes de l'infection et de sa variabilité, il faut se rappeler que les capitules de la variété Vert de Laon, plus spécialement envisagée ici, sont dans leur jeunesse subglobuleux avec des bractées étroitement imbriquées. A cet état, les écailles les plus externes recouvrent entièrement la jeune inflorescence, le reste étant préservé, sous cet abri, de toute contamination venant de l'extérieur. Par ailleurs, on sait que l'extrémité des bractées est le point le plus jeune de ces organes et, partant, le moins résistant à la pénétration des parasites. Si l'on ajoute à ces détails que le sommet des capitules, par les replis qu'il présente, retient plus longtemps l'eau de rosée ou de pluie que le reste, relativement uni, de leur surface, on n'est pas surpris de constater que les premières attaques de l'*Ascochyta hortorum* se portent vers ce sommet et que seules les extrémités des bractées extérieures soient touchées.

Après ce premier envahissement, si le temps reste sec comme cela s'est produit cette année (1936), la progression du parasite dans les bractées n'avance guère. La partie sommitale de l'organe noircit vite, sèche, montre parfois quelques pycnides, mais le mal ne va pas au delà ; seulement, avec l'accroissement de l'inflorescence, les écailles les plus externes qui primitivement couvraient en entier le jeune capitule sont progressivement écartées et rejetées à la périphérie. On obtient finalement des artichauts parfaitement sains dans leurs parties comestibles mais affligés d'un aspect moucheté, commercialement peu engageant, qui en diminue la valeur marchande (Cfr. pl. X, fig. 3 et 4).

Malgré la perte que cette dépréciation fait subir au producteur mis dans l'impossibilité d'exporter ses produits en primeurs sur les mar-

chés de la métropole (1), cette forme d'attaque de l'*Ascochyta hortorum* est encore la plus bénigne que l'on puisse enregistrer.

Lorsque les capitules se développent, la plupart des bractées, sauf celles situées tout à fait dans la profondeur de l'inflorescence, se soulèvent légèrement, faisant naître entre elles des interstices où l'eau de rosée ou de pluie s'infiltre et demeure. L'action de l'*Ascochyta* est alors beaucoup plus sérieuse; tout le sommet du capitule est envahi, à l'exclusion cette fois des bractées les plus extérieures qui, étant les plus âgées et les mieux ventilées, se trouvent plus favorablement placées pour résister au parasite. L'ensemble des extrémités des bractées intérieures se trouve donc atteint en bloc et il se forme une infection, peu décelable extérieurement, qui part du sommet du capitule et progresse activement en profondeur vers le réceptacle (cfr. fig. 1, A).

A la faveur de l'atmosphère humide et confinée qui règne à l'intérieur du capitule, le parasite végète vigoureusement. Son action se manifeste tout d'abord sur les bractées par l'apparition de macules d'aspect huileux, rapidement remplacées par une coloration beige clair suivie d'un noircissement intense des tissus envahis qui deviennent mous, humides et se désorganisent comme nous l'avons dit plus haut. Des influences secondaires, quoique d'importance, dues à des bactéries ou des larves (*Drosophila* sp.), viennent souvent ajouter à cette décomposition et il est fréquent, dans les capitules très touchés, de voir bactéries et conidies d'*Ascochyta* cohabiter à la surface des bractées et les pénétrer. Toutefois les bactéries n'interviennent jamais qu'en second lieu et occasionnellement, le mycélium de l'*Ascochyta* étant tout à fait capable à lui seul de provoquer la décomposition et la fonte des tissus par des toxines très actives qui, à plus de 10 et même 15 mm. de l'extrémité des derniers filaments, déterminent la mortification des cellules de l'hôte. C'est à cette mortification qu'est dû l'aspect huileux des débuts de lésions et, à ces endroits, il est rare que l'on trouve déjà du mycélium.

Les régions les plus anciennement touchées, en l'occurrence l'extrémité des bractées, se couvrent bientôt de pycnides d'où s'échappent d'innombrables conidies. Véhiculées par l'eau, elles sont entraînées vers la partie inférieure des capitules dont elles contaminent les ré-

(1) Il est interdit, au Maroc français, d'exporter des marchandises de qualité secondaire. Un service spécial, l'Office Chérifien de Contrôle et d'Exportation, veille à l'application de ce règlement.

gions encore saines, renforçant ainsi de leur propre action l'infection originelle ; et ceci d'autant plus aisément que les capitules, déjà malades, sont en état de moindre résistance. De cette façon, tant par progression du mycélium que par entraînement vers le bas des conidies formées sur place, la nécrose noire et humide qui résulte de l'action du parasite progresse rapidement, à l'abri des bractées extérieures restées indemnes, et atteint finalement le réceptacle (fig. 1, A). A ce moment, tout l'intérieur des capitules est entièrement décomposé et les bractées de la périphérie sèchent à leur tour.

Ce processus représente ce que l'on pourrait appeler la marche normale de l'infection, car c'est celui qui apparaît le plus souvent en période humide et sur capitules épanouis, mais il est bien certain que cet ordre de choses peut varier suivant les circonstances. Ainsi, il arrive assez souvent que, facilitée par l'écart un peu plus grand qui existe entre les bractées de la région sub-périphérique, l'eau y entraîne vers le bas des conidies, plus rapidement qu'elle ne le fait pour la partie centrale du capitule. Par ce moyen, la nécrose, au lieu de descendre d'une façon homogène comme dans le cas précédent, glisse rapidement sur les côtés et atteint prématurément le réceptacle en adoptant une marche enveloppante (fig. 1, B).

Dans d'autres cas, lorsque le temps humide se prolonge, et plus particulièrement en fin de saison, les bractées extérieures sont elles-mêmes infectées et le parasite peut pénétrer en un point quelconque de la périphérie des capitules. La nécrose s'établit sur la bractée touchée, puis pénètre en profondeur vers le centre de l'inflorescence (fig. 1, C). Quand le hasard fait que l'envahissement débute au niveau de la base des bractées proches du pédoncule, le mycélium gagne très vite le réceptacle et, les vaisseaux qui irriguent le capitule se trouvant détruits, celui-ci sèche brusquement sans raison apparente. Aucune lé-

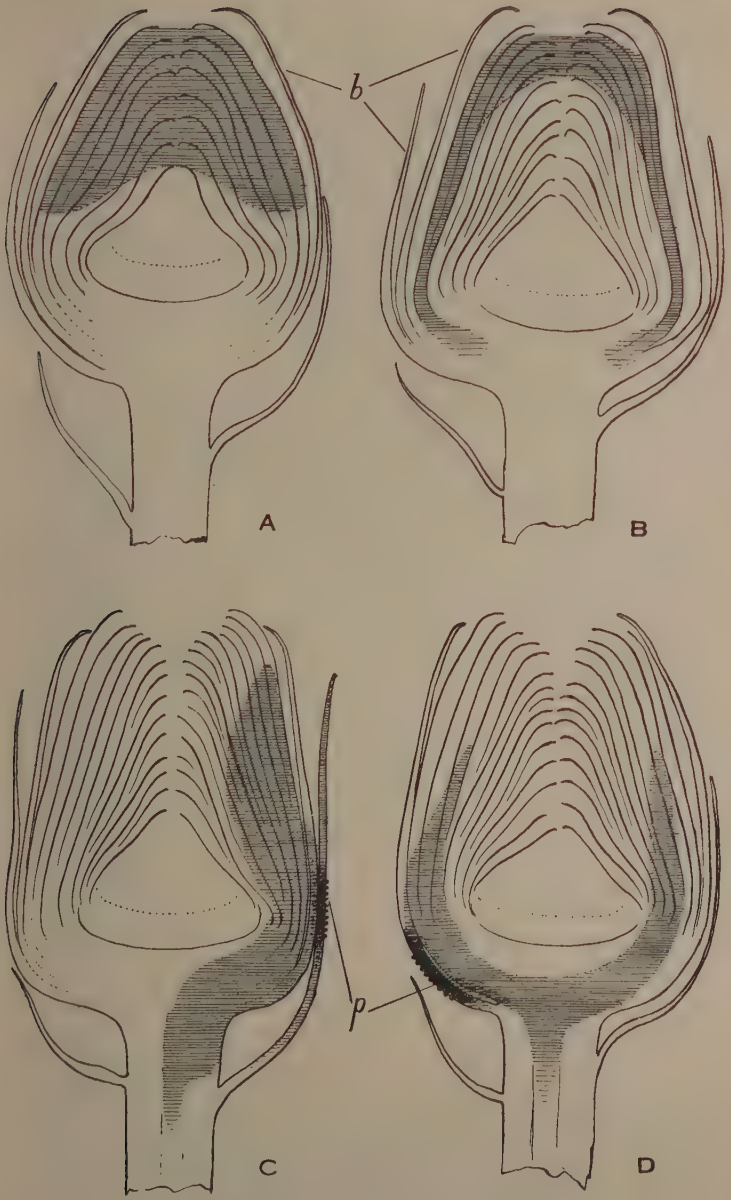
Fig. 1. — Schémas des différents modes d'envahissement par *Ascochyta hortorum* var. *compositarum* nob.

A. — Attaque normale par le sommet des bractées internes avec descente homogène de la nécrose (en hachures).

B. — Attaque similaire à la précédente mais avec descente rapide de la nécrose sur les côtés et infection prématurée du réceptacle. Sur ces deux schémas **A** et **B**, on remarque que les bractées externes, *b*, sont indemnes.

C. — Infection par la périphérie du capitule.

D. — Infection similaire à la précédente, mais proche du pédoncule ; la nécrose s'est étendue sous tout le réceptacle et *remonte* dans le capitule, qui est d'ailleurs déjà asphyxié en partie. En *p*, pycnides.


b
A
B
p
C
D

sion bien nette n'apparaissant effectivement en surface pour justifier cette fanaison, il faut ouvrir le capitule pour en trouver l'origine dans une nécrose basale (fig. 1, D).

Ces divers modes d'envahissement peuvent se combiner ou s'ajouter selon des modalités qui diffèrent d'un individu à un autre mais qui se ramènent toutes à ces trois processus : infection de haut en bas par l'extrémité des bractées internes, infection de bas en haut par le réceptacle, contaminé lui-même par les bractées inférieures, infection périphérique par les bractées externes, gagnant horizontalement en profondeur. De toute façon, les capitules sont irrémédiablement perdus et, comme ils se couvrent très vite de pycnides, ils deviennent autant de foyers de propagation de la maladie.

La pourriture des capitules est rare, nous l'avons dit, sur le Violet d'Alger ; çà et là, on constate bien dans les cultures des bractées touchées, mais il faut des conditions exceptionnelles d'humidité pour enregistrer une attaque sensible. Il n'en est plus de même lorsque la maladie affecte les tiges, car toute différence d'une variété à l'autre y disparaît et le Vert de Laon comme le Violet d'Alger sont envahis avec la même facilité. On en peut déduire que la résistance ou la sensibilité à l'infection par capitules ne répond pas à une véritable différence d'immunité entre ces variétés et relève plus simplement de causes physiques. Parmi celles-ci on doit surtout retenir l'écartement des bractées qui permet, lorsqu'il est accusé comme chez le Violet d'Alger, une bonne ventilation et un ressuyage rapide des capitules rendant difficile la germination des spores de l'*Ascochyta* (pl. X, fig. 1 et 2). En effet, lorsque l'on reproduit expérimentalement la maladie, comme l'a réalisé notre collègue M. Berger, de Casablanca (1), et que l'on opère à la fois sur Vert de Laon et Violet d'Alger, les lésions obtenues sont absolument comparables dans les deux variétés si les capitules ont été maintenus dans les mêmes conditions d'humidité atmosphérique.

L'attaque sur tiges ne semble pas se porter en un point ou à un

(1) Nous sommes heureux de remercier vivement ici M. Berger d'avoir bien voulu nous autoriser à utiliser ses résultats. De ses essais il ressort que l'*Ascochyta* trouvé sur les capitules dans les cultures est bien l'agent pathogène de la maladie envisagée dans cette Note ; de plus, les expériences ont confirmé que l'humidité était la cause réellement prépondérante de l'intensité des nécroses, comme nos observations sur le terrain nous l'avaient déjà démontré. Les premiers signes d'altération (sur Violet d'Alger) apparaissent trois jours après l'infection ; les pycnides se forment au bout de deux semaines.

niveau spécial de la plante. On distingue d'abord une tache livide et translucide qui noircit, s'étend en longueur tant vers le haut que vers le bas de la plante et donne tout à fait au début l'impression d'une maladie bactérienne. Puis, comme pour les bractées, les tissus envahis se désorganisent, deviennent mous et se couvrent de pycnides. Après la tige, l'infection gagne les feuilles par la nervure médiane sur laquelle apparaissent également des pycnides; le limbe se détruit en grande partie mais sur les lambeaux qui persistent se trouvent aussi les fructifications du parasite. Le développement de l'*Ascochyta* est rapide, surtout si les conditions atmosphériques viennent le favoriser et les tiges malades ne tardent pas à être complètement envahies.

Le mycélium de l'*Ascochyta* agissant très activement sur les cellules de son hôte dont il provoque la mort bien avant de les avoir atteintes, le système vasculaire des tiges se trouve vite altéré, ce qui a pour résultat direct de priver de sève les parties de la plante situées au-dessus du point d'infection. Il s'ensuit inévitablement l'asphyxie — sans aucune attaque mycélienne directe — de tous les capitules portés par chaque tige malade et sous cette forme la maladie offre certainement l'aspect le plus dangereux qu'elle puisse revêtir. Tant qu'il s'agit en effet d'attaques par bractées, chaque infection n'intéresse qu'un seul capitule à la fois, mais dès que l'envahissement a lieu par les tiges, c'est toute la production des plantes malades qui est détruite d'un seul coup irrémédiablement, les sujets aux vaisseaux morts ne pouvant évidemment plus produire de nouveaux capitules. Nous avons pu constater de pareils dégâts dans la plaine du Gharb, dans une plantation de plusieurs hectares; les capitules étaient tous séchés sur pied puis, la désorganisation des tiges s'accentuant, les pédoncules devenaient incapables de les soutenir et ils pendaient ou tombaient à terre, où ils achevaient de pourrir; les tiges malades étaient couvertes de pycnides mais les capitules n'en portaient point, étant morts d'asphyxie et non d'envahissement mycélien (pl. XII).

Les pycnides apparaissent toujours nombreuses et sur les vieilles lésions. Etant d'une teinte allant du brun clair au bistre foncé presque noir, elles tranchent généralement peu sur le fond noirâtre des tissus nécrosés. Suivant la nature plus ou moins charnue des organes sur lesquels elles se développent, elles sont plus ou moins saillantes : c'est ainsi qu'elles proéminent davantage sur les bractées, au tissu cortical mince, que le long des tiges dans le parenchyme épais desquelles elles restent en grande partie incluses. Leur forme est globu-

leuse-déprimée avec au sommet une ostiole en forme de papille courte mais très nette et toujours noire, même quand le reste de la pycnide est bistre clair comme cela s'observe fréquemment. En atmosphère humide les conidies sortent en abondance en formant, tantôt des cordonnets contournés, tantôt des globules, gris pâle ou légèrement roses qui surmontent les ostioles. Les dimensions que nous avons trouvées sont de 150 à 275 μ de diamètre pour ces pycnides prises sur bractées ; sur tiges elles sont souvent un peu plus volumineuses et atteignent 250 à 350 μ.

Les conidies naissent de stérigmates très courts et remplissent toute la cavité des pycnides ; elles sont hyalines, cylindracées avec les extrémités arrondies et, soit uni-cellulaires, soit munies d'un septum transversal. Dans ce dernier cas, leur taille est plus grande, surtout en ce qui regarde la longueur, et leur profil est souvent un peu fusoïde. Nos mensurations nous ont donné $\frac{2{,}25 — 2{,}50}{6 — 9}$ μ pour les conidies uni-cellulaires et $\frac{8 — 12{,}5}{2{,}5 — 3}$ μ pour celles à une cloison.

Il est vraisemblable, comme l'avancent G. Nicolas et Mlle Aggery, que les conidies simples correspondent à des organes jeunes destinés par la suite à prendre une cloison, néanmoins, sous cette forme uni-cellulaire, elles sont déjà capables, comme des cultures en goutte pendante nous l'ont montré, de germer en donnant un mycélium qui ne paraît pas plus débile que celui des éléments cloisonnés.

Les divers caractères morphologiques du parasite des artichauts marocains, joints à la nature des dégâts (fonte des tissus) qu'il cause, permettent, nous semble-t-il, de le rattacher sans hésitation à l'*Ascochyta hortorum* (Speg.) Smith, lui-même rapporté au *Phomopsis vexans* (Sacc. et Syd.) Hart. (1).

Il est bien certain que les pycnides que nous avons observées sont un peu petites et que les conidies sont relativement étroites si on les compare à celles de l'*Ascochyta hortorum* type mais, quand on se rappelle l'amplitude de variation que l'on rencontre dans les dimen-

(1) N'ayant jamais observé la forme *Phomopsis* typique au cours de notre étude, nous préférons maintenir l'appellation d'*Ascochyta* pour notre parasite de l'artichaut.

sions des organes de ce champignon (1), ces différences perdent beaucoup de leur intérêt spécifique. On peut toutefois nous objecter que des cultures d'aubergines (*Solanum melongena*) existent au Maroc dans les mêmes régions que l'artichaut et qu'elles ne sont jamais infectées; or l'*Ascochyta hortorum* compte comme un des plus redoutables parasites de cette plante. Cette remarque ne nous convainc pas de la nécessité de créer une nouvelle espèce pour notre champignon dont la morphologie et les lésions nous paraissent inséparables de celles de l'*Ascochyta hortorum*. Tout au plus, et pour ménager une spécificité possible, en considérant le léger nanisme des pycnides, les conidies plus étroites et la spécialisation de cet *Ascochyta* sur artichaut, convient-il de le distinguer comme une variété, homologue de l'*Ascochyta lycopersici* (2), pour laquelle nous proposons le nom d'*Ascochyta hortorum* (Speg.) Smith, var. « *compositarum* » nob., avec la diagnose suivante :

In Cynaro Scolymo, precipue in capitulis, parasitans et putorem nigrum efficiens; a typo recedit pycnidiis minoribus (150-350 μ *lat.*) *et sporidiis angustioribus* (6-12,5 × 2,25-3 μ). *In Mauretania.*

Nous donnons à cette variété le nom de « *compositarum* » au lieu de celui de « *cynarae* », qui lui conviendrait davantage, afin d'éviter toute confusion avec l'*Ascochyta cynarae* Maffei. Ce dernier n'est signalé que sur feuilles où il détermine des taches orbiculaires ocracées ou grisâtres sur lesquelles apparaissent des pycnides de 110-150 μ de diamètre renfermant des conidies cellulaires de 8-11 × 3-4 μ. Les caractères microscopiques de l'espèce de Maffei sont intermédiaires entre notre variété (pycnides petites) et l'*Ascochyta hortorum* type (spores larges); seule la nature des dégâts diffère. Cependant M. Berger nous a soumis des feuilles d'artichauts portant des fructifications de notre variété « *compositarum* », développées sur des taches grisâtres et sèches, et non sur des tissus ramollis et noirs comme on le voit sur capitules ou sur tiges. Il s'agissait d'attaques bénignes ou de débuts d'infections n'ayant pas évolué par suite d'un manque d'humidité atmosphérique. Sous cette forme, notre parasite se confondait avec l'espèce de Maffei, ce qui nous porte à croire, sans que nous

(1) Sorauer donne (*Handb. Pflanzenkrankh.* V. Auffl. Bd. III, p. 446) pour les pycnides sur feuilles 110-250 μ de diamètre et 800-900 μ pour celles sur tiges. Il indique des spores de 5-8 × 2-4 μ.

(2) L'*Ascochyta lycopersici* est considéré par certains auteurs (Smith, Voglino) comme une simple variété de l'*Ascochyta hortorum* spécial à la tomate.

puissions l'affirmer puisque nous n'avons pas eu le type en mains, que l'*Ascochyta cynarae* n'est autre que notre variété de l'*Ascochyta hortorum*.

Le traitement de la maladie des artichauts que nous venons de décrire est assez délicat à entreprendre, car il présente quelques difficultés d'ordre pratique, tenant à la nature même de la plante.

Il est certain que des pulvérisations de produits anticryptogamiques donneraient de bons résultats, mais il ne faut pas oublier que l'artichaut se consomme cru et que, même lavé, le nettoyage des bractées internes ne peut être assuré de façon parfaite. Pour éviter cet inconvénient on ne peut, comme on le pratique pour la vigne, suspendre les traitements quelque temps avant la cueillette, car il ne s'agit pas d'un produit mûrissant à une époque déterminée. La production des inflorescences d'artichauts est continue, si bien qu'à côté de capitules jeunes pouvant encore être sulfatés s'en trouvent d'autres prêts à être récoltés et qu'en traitant les premiers on ne peut éviter les seconds. Dans ces conditions, des pulvérisations inconsidérées exposeraient à mettre en vente des capitules porteurs de produits toxiques.

Il faut donc envisager le problème d'une autre manière et tenter, non de protéger directement les capitules, mais d'éviter la formation de foyers d'*Ascochyta* dans les cultures. Pour cela, l'enlèvement et l'incinération des végétaux malades s'imposent, comme toujours, en premier lieu. Cette mesure préliminaire réalisée, il faudrait pratiquer la désinfection superficielle du sol au moyen de la bouillie bordelaise, opération devant être effectuée avant les premières pluies d'automne (1), de façon à ce que les conidies sortant des pycnides portées par les débris végétaux qui auraient pu rester à terre soient détruites aussitôt leur émission : une seconde désinfection pourrait suivre la première à deux semaines d'intervalle. Quant aux plantes elles-mêmes, des pulvérisations échelonnées pourraient être entreprises jusqu'à la formation des premiers capitules et tant que ceux-ci seraient encore jeunes, en employant, soit des oxychlorures ou des bouillies à faibles doses, soit encore des sels d'ortho-oxyquinoléine tels, par exemple, que le Cryptonol. De cette façon, toute infection serait évitée pendant la première période de végétation, et il est peu probable que

(1) Nous n'envisageons ici que le régime pluviométrique du Maroc.

l'*Ascochyta* fasse ultérieurement de gros dégâts dans les cultures ainsi traitées.

Nous comptons d'ailleurs entreprendre des essais dans ce sens à la prochaine saison, afin de dégager si possible une méthode pratiquement réalisable, et nous ferons connaître ultérieurement les résultats que nous aurons obtenus.

Service de la Défense des Végétaux.

Rabat, avril 1936.

EXPLICATION DES PLANCHES HORS TEXTE

Pl. X. — Fig. 1 : type de capitule à bractées opprimées : « Vert de Laon ».
Fig. 2 : type de capitule à bractées écartées : « Violet d'Alger ».
Fig. 3 et 4 : « Vert de Laon » portant des attaques au sommet des bractées.

Pl. XI. — Fig. 1 et 2 : « Vert de Laon » fortement atteint par les bractées internes. L'attaque, déjà avancée, commence à se voir extérieurement au sommet du capitule. La coupe montre les tissus noircis et décomposés qui descendent presque jusqu'au réceptacle.
Fig. 3 : un capitule « Vert de Laon » atteint au niveau du pédoncule. On voit en bas et à gauche le début de la nécrose et du noircissement des tissus.

Pl. XII. — Fig. 1 : aspect d'une attaque sur tige. Le pédoncule de droite est encore indemne, mais les deux autres, entièrement décomposés, fléchissent sous le poids des capitules qui sont eux-mêmes asphyxiés et desséchés.
Fig. 2 : attaque sur tige, aspect ultime. Remarquer la destruction totale des capitules.

Errata (Fasc. 2)

Dans l'article de M. R. Singer, on apportera les quelques corrections suivantes :

Page 80, Tableau I, lignes 16-14 à partir du bas, lire :

+ + Sporée crème blanchâtre. Sp. peu réticulées, ou, si elles le sont, réaction rougeâtre de la chair vis-à-vis de N H^3.

Page 84, ligne 5 à partir du bas, lire :

... que l'espèce, qui n'était connue jusqu'ici que de Java, est donc répandue jusqu'à Ceylan (« Ceylon, Nilgherries »).

La Planche VI est due, non pas à M. R. Singer lui-même, mais à un étudiant de l'Université de Barcelone qui l'a peinte sur les indications de MM. Singer et Font Quer.

CHRONIQUE BIBLIOGRAPHIQUE

■ ■ ■

Melin (E.) et **Nannfeld (J. A.)**. — *Researches into the blueing of ground woodpulp*. — 616 pages, 60 fig., Centraltryckeriet, Stockholm, 1934.

Cette très importante contribution à la question du bleuissement des bois blancs et de leur pulpe comporte deux parties, la première, rédigée par Nannfeld, est une étude botanique de la microflore des bois bleus, la seconde, œuvre de Melin, une étude expérimentale du mode d'infection et de protection des bois.

La première partie débute par une bonne discussion des affinités du genre *Ophiostoma* Sydow, dont l'espèce-type est le classique *Ceratostomella pilifera* Fries. L'auteur n'admet pas le genre *Endoconidiophora* créé par Munch, pour le *Chalara Ungeri* de Saccardo. Les deux genres doivent être confondus sous le nom d'*Ophiostoma*. Les espèces isolées des bois bleus appartenant à ce genre sont : *O. coeruleum* (*Ceratostomella ceruleum* Munch), *O. stenoceras* (*Ceratostomella stenoceras* Robak) et *O. picea* (*Ceratostomella picea* Munch); seule la dernière est une espèce constante des bois bleus. Les Sphaeropsidés ont un représentant, le *Discula pinicola*, trouvé fréquemment. Enfin, de nombreux Hyphomycètes ont été isolés. Beaucoup se rattachent au genre *Cadophora* Lagerberg, Lundberg et Melin, 1928, qui appartiennent aux Entoconidiosporés. Le *C. fastigiata* se montre très commun, *C. Lagerbergii* n. sp., *C. Melinii* n. sp., *C. obscura* n. sp. sont rares; *C. Richardtiae* et *C. americana* n'ont été trouvés que dans les bois bleus américains.

Parmi les autres Hyphomycètes rencontrés parfois retenons *Cladosporium elatum*, *C. herbarum*, *Haplographium penicillioides*, *Oidiodendron fuscum*, *O. griseum*, *O. nigrum*, et parmi les espèces fréquentes : *Lecythophora lignicola* n. gen. n. sp. et *Pullularia pullulans* (*Dematium pullulans*). En étudiant chacun de ces champignons l'auteur discute de la validité des genres auxquels ils appartiennent. En particulier, Nannfeld revient sur la discussion relative aux différences entre les genres *Cladosporium* et *Hormodendron*, et conclut à leur identité. Le genre *Lecythophora* ne semble différer du genre *Cephalosporium* que par l'existence d'une ampoule avant le glomérule de conidies. Le genre *Oidiodendron* Robak ressemble aux genres *Hormodendron*, mais en diffère par le mode de formation des spores, les filaments se coupent par cloisonnement alors que dans le genre *Hormodendron* les articles sont formés par bourgeonnements successifs.

Nannfeld étudie longuement les affinités du genre *Rhinotrichum*, le classe dans les Blastoporés de Vuillemin et en fait le synonyme de

nombreux genres : *Acladium, Hapharia, Amphiblistrium, Nodulisporium, Zygodesmella, Alpitrichum, Zygodesmus.*

L'auteur décrit le *Rhinocladiella atrovirens* n. gen. n. sp. Le genre s'apparente aux *Sporotrichum*. Enfin, l'auteur crée une espèce nouvelle : *Trichosporium heteromorphum.*

Toutes les descriptions sont accompagnées de belles photographies de cultures et de bons dessins.

Malgré les excellentes raisons données par Nannfeld pour établir ses synonymies, nous ne pouvons souscrire à toutes ses conclusions. En particulier, il nous semble impossible d'identifier les genres *Rhinotrichum* et *Acladium*, qu'on ne peut classer dans les Blastosporés de Vuillemin. Les *Rhinotrichum* sont pour nous des Conidiosporés, Sporophorés ou Sporotrichés, suivant l'importance que l'on donne au denticule portant la conidie.

Il est bien évident que de trop nombreux genres ou espèces ont été créés dans la classe des Hyphomycètes. Les distinctions ont été établies sur des subtilités morphologiques d'organismes essentiellement polymorphes : de nombreuses révisions sont nécessaires, mais je ne pense pas que la méthode qui consiste à raisonner sur des textes ou des dessins sommaires pour aboutir tantôt à des réunions, tantôt à des séparations, soit bonne. A notre avis, il est préférable d'essayer de retrouver des espèces dont les caractéristiques peuvent correspondre à des formes anciennement décrites et de compléter leur étude morphologique en fonction des milieux naturels ou artificiels et en ne craignant pas d'y joindre des propriétés biologiques.

De l'étude expérimentale Melin peut conclure que la possibilité de développement de tel ou tel champignon est fonction de la microflore préexistante. Si de nombreuses bactéries sont déjà installées, les champignons du bleuissement ne peuvent se développer. Il en résulte que de désinfecter les bois ou la pulpe, sans désinfection concomitante de l'air, de l'eau et du matériel de l'usine, donne de plus mauvais résultats que de ne pas désinfecter du tout. D'autre part, Melin en déduit une méthode biologique de protection de la pulpe qui consiste en arrosages au moyen d'une suspension de levure du genre *Torulopsis* antagoniste des champignons du bleuissement. Parmi les meilleurs désinfectants citons le gaz sulfureux, le paranitrophénol, le fluorure de sodium. Leur emploi industriel est subordonné au prix de revient du traitement.

Jacques DUCHÉ.

Addendum. — Le brièveté de la chronique bibliographique, telle qu'elle a été publiée dans le fascicule 2 de cette Revue (p. 113), ayant pu contribuer à fausser le sens exact des allusions critiques qu'à son propos j'ai présentées en ce qui concerne la production phytopathologique, je tiens à en préciser le sens.

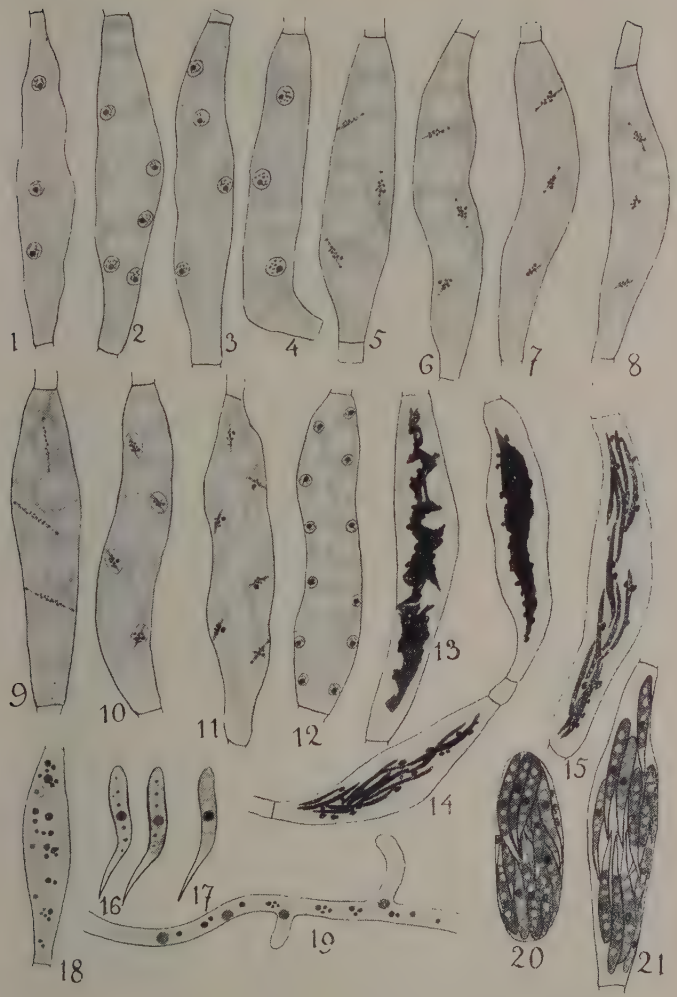
La critique, d'ordre absolument général, vise évidemment la surproduction internationale à laquelle les travaux concernant les maladies des plantes donnent lieu, et la facilité avec laquelle les articles qui les concernent sont trop souvent rédigés. On me dira que cette surproduction n'est pas particulière à la phytopathologie et qu'elle s'explique par l'importance économique des recherches qui la concernent, mais on ne peut nier que l'exemple ne soit bien choisi : en 1934, plus de 2.000 travaux ou articles concernant les maladies des plantes ont vu le jour.

Cet encombrement tient à la fois à la matière et au recrutement. La matière s'y prête, comme dans tous les cas où l'origine des faits peut susciter des hypothèses variées. Personne, d'autre part, ne peut infirmer cette évidence que les travaux sur les maladies des plantes devraient exiger de la part de ceux qui y touchent une culture botanique générale suffisante, de même que celle de la médecine exige des connaissances d'anatomie et de physiologie humaines. Il serait donc souhaitable que les phytopathologistes fassent obligatoirement un stage prolongé dans des laboratoires scientifiques spécialisés. Si la critique ne saurait toucher la Hollande, par exemple, dont l'organisation à ce point de vue est excellente, elle peut s'adresser à bien d'autres pays pour des raisons diverses. En France, où les phytopathologistes sont relativement peu nombreux, il serait aisé, plus qu'ailleurs, de tenir la main à un recrutement de choix, exigeant de la part des jeunes gens qui sont destinés à aborder des problèmes phytopathologiques, un stage préliminaire et de quelque durée dans un laboratoire spécialisé, notamment, par exemple, à celui de pathologie végétale de l'Institut des Recherches agronomiques. Mais une telle organisation exigerait des Pouvoirs publics un effort nouveau, tendant à doter ce service de crédits suffisants lui permettant enfin d'augmenter son personnel. Il n'est pas un phytopathologiste qui ne souscrirait à ce double vœu.

R. H.

Le rédacteur en chef et le gérant de la Revue : R. Heim, L. Méry.

Etablissements Busson, impr., 117, rue des Poissonniers, Paris.



A. Guilliermond del.

Eremothecium Ashbyii Guilliermond

A. Guilliermond del.

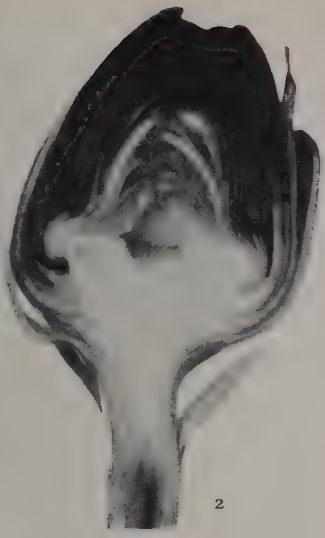
Eremothecium Ashbyii Guilliermond

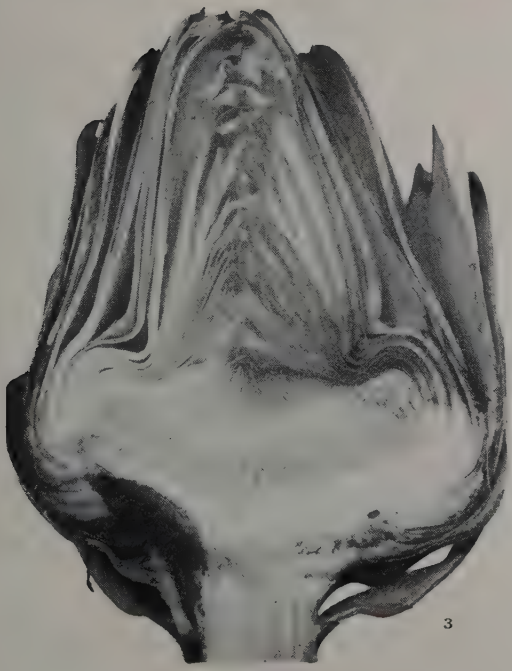
H. Romagnesi, pinxit.

Rhodophyllus lanicus n. sp. (fig. 1), ***Rh. inutilis*** (Britz.) (fig. 2).

Rh. Fernandae n. sp. (fig. 3).

Ascochyta hortorum sur artichaut





Ascochyta hortorum sur artichaut

Ascochyta hortorum sur artichaut

Renseignements généraux

La REVUE DE MYCOLOGIE paraît tous les deux mois, à partir du 1er février. Elle comprend, en plus de la *revue proprement dite* consacrée aux travaux originaux sur les champignons, et accessoirement sur les lichens, la phytopathologie et les bactéries, un *supplément* comportant des revisions monographiques, des mises au point, clefs dichotomiques, articles didactiques, renseignements sur la toxicologie et la phytopathologie, chronique historique, informations, applications industrielles.

La correspondance concernant la rédaction, ainsi que les manuscrits doivent être envoyés à M. Roger Heim, laboratoire de Cryptogamie du Muséum National d'Histoire Naturelle, 16, rue de Buffon, Paris (5e).

La correspondance concernant les abonnements, ainsi que les versements doivent être adressés à M. Jacques Duché, laboratoire de Cryptogamie du Muséum National d'Histoire Naturelle, 16, rue de Buffon, Paris (5e), compte de chèques postaux 1247-65, Paris.

Recommandations aux auteurs

Les manuscrits doivent être dactylographiés et définitifs; les frais supplémentaires concernant les remaniements ou additions éventuels sont à la charge des auteurs.

En principe, il n'est envoyé aux auteurs qu'une première épreuve qu'ils devront réexpédier, corrigée, au plus vite à la direction.

Les figures et planches seront envoyées en même temps que les manuscrits, les dessins exécutés à l'encre de Chine, les photographies tirées en noir sur papier bromure. Les réductions doivent être calculées par les auteurs en tenant compte de la justification de la revue.

Les tableaux dans le texte doivent être conçus clairement et de manière que leur composition se réalise sans difficultés.

Les manuscrits d'une certaine longueur ou qu'accompagneraient un certain nombre de planches hors texte feront l'objet d'une entente entre l'auteur et la direction de la Revue, dans laquelle il sera naturellement tenu compte de l'intérêt des documents et des disponibilités financières des deux parties.

La teneur scientifique des articles publiés dans la Revue n'engage que la responsabilité de leurs auteurs. Toutefois, la direction se réserve le droit de refuser certains manuscrits ou d'exiger de leurs auteurs des modifications dans la forme.

Les auteurs ont droit gratuitement à 25 tirés à part, non brochés, sans couverture spéciale.

Tarif des tirages à part

Nombre de pages intérieures	50	75	100	150	200
2 pages	22	26	28	33	35
4 pages	33	37	39	49	56
8 pages	39	48	54	62	67
12 pages	51	58	64	77	88
16 pages	54	61	67	82	94
Couvert. sans impression	4	6	8	12	16
— avec titre passe-partout.	16	18	20	24	28
— avec impression	30	32	34	38	42

L'ABONNEMENT A LA *REVUE DE MYCOLOGIE*

est fixé à :

Frs. **50.** — pour la France, les Colonies françaises, les pays de protectorat et sous mandat français;

Frs. **65.** — pour l'Etranger.

Annales de Cryptogamie exotique, première série, dirigées et publiées par Roger HEIM.

Tomes I à VIII (1928-1935), collection complète :

Pour la France et les colonies françaises..Frs **650**

Pour les pays étrangers.....Frs **800**

Le fasc. 3-4, du Tome VIII (1935), qui devait paraître en avril, ne sera distribué que vers septembre prochain afin que les abonnés puissent recevoir, en même temps, les tables générales de la collection complète.

Revue Mycologique, dirigée par ROUMEGUERE, puis FERRY.

Collection complète (1878-1906, 28 tomes) (très rare), volumes reliés :

Frs **3.400** pour la France et les colonies françaises;

Frs **3.800** pour les autres pays.

La collection brochée, complète sauf 3 premiers fascicules du Tome I :

Frs **2.800** pour la France et les colonies françaises;

Frs **3.000** pour les autres pays.

Franco de port.

Monographie des Inocybes, par MASSEE.

Traduction française de FERRY.

Broché : franco de port :

Frs **25** pour la France et les colonies françaises;

Frs **30** pour les autres pays.